



DIXIE MICHAELA RÜHLE

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

**UNTERSUCHUNGEN ZUR ENDOSKOPIE JUVENILER
PSITTAZIDEN UNTER BESONDERER
BERÜCKSICHTIGUNG DER GESCHLECHTSORGANE
UND AUSGEWÄHLTER BIOMETRISCHER BEFUNDE**

édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung des Autors oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2006

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Author or the Publishers.

1st Edition 2006

© 2006 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen
Printed in Germany



VVB LAUFERSWEILER VERLAG
édition scientifique

STAUFENBERGRING 15, D-35396 GIESSEN
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890
email: redaktion@doktorverlag.de

www.doktorverlag.de

Aus der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische der Justus-Liebig-
Universität Gießen und der Loro Parque Fundación, Loro Parque, Teneriffa
Betreuer: Professor Dr. E. F. Kaleta

**Untersuchungen zur Endoskopie juveniler Psittaziden unter
besonderer Berücksichtigung der Geschlechtsorgane und
ausgewählter biometrischer Befunde**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

Dixie Michaela Rühle

Tierärztin aus Stuttgart

Gießen 2006

Mit Genehmigung des Fachbereiches Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. Manfred Reinacher

Gutachter:

Prof. Dr. E. F. Kaleta

PD Dr. M. Gerwing

Tag der Disputation: 28.11.2006

**Meinen Eltern
vielen Dank**

INHALTSVERZEICHNIS

1	Einleitung	1
2	Literaturübersicht	2
2.1	Die Ordnung Psittaciformes	2
2.1.1	Taxonomie und Nomenklatur von Linné	2
2.1.2	Die heutige Taxonomie der Ordnung Psittaciformes	3
2.1.3	Vermehrungsstrategien der Psittaziden	6
2.2	Narkose	7
2.2.1	Indikationen für eine Narkose	7
2.2.2	Wahl des Narkoseverfahrens	8
2.2.3	Narkosevorbereitung	9
2.2.4	Narkoseüberwachung	11
2.2.5	Narkosezwischenfälle	12
2.2.6	Postnarkotische Maßnahmen	13
2.3	Operations-Technik	13
2.3.1	Instrumentarium für die Endoskopie	13
2.3.2	Zugang zur endoskopischen Untersuchung der Leibeshöhle	15
2.3.3	Endoskopie zur Geschlechtsbestimmung	16
2.3.4	Hermaphroditismus	18
2.4	Anatomie der Gonaden	18
2.4.1	Anatomie der männlichen Geschlechtsorgane	18
2.4.2	Anatomie der weiblichen Geschlechtsorgane	19

2.5	Situs der inneren Organe	21
2.5.1	Lunge und Luftsäcke	21
2.5.2	Drüsenmagen, Muskelmagen	22
2.5.3	Darm	22
2.5.4	Bauchspeicheldrüse	23
2.5.5	Leber	23
2.5.6	Niere und Harnleiter	24
2.5.7	Nebenniere	24
2.5.8	Milz	25
2.6	Andere Verfahren zur Geschlechtsbestimmung	25
2.6.1	Genetische Geschlechtsbestimmung durch DNA-Analyse aus einer Blut- oder Federprobe	25
2.6.2	Zytogenetische Methode der Geschlechtsbestimmung aus einer Blut- oder Federprobe	27
2.6.3	Hormonkonzentrationen zur Geschlechtsbestimmung aus einer Blut- oder Kotprobe	27
3	Material und Methoden	29
3.1	Material	29
3.1.1	Untersuchte Vögel der Ordnung Psittaciformes	29
3.1.2	Taxonomie	29
3.1.3	Narkotika und Instrumentarium für die Narkose	32
3.1.4	Fußringe zur Identifizierung untersuchter Psittaziden	32
3.1.5	Geräte für die Endoskopie und Datenerfassung	32
3.1.6	Nährmedien und Reagenzien für die bakteriologische Untersuchung	33
3.1.7	Nährmedien für die mykologische Untersuchung	34

3.2	Methoden	35
3.2.1	Erhebung und Dokumentation anamnestischer Daten	35
3.2.2	Allgemeine klinische Untersuchung	35
3.2.3	Vorbereitung, Einleitung und Überwachung der Narkose	35
3.2.4	Lagerung der Psittaziden für die endoskopische Untersuchung	36
3.2.5	Zugang zur endoskopischen Untersuchung	38
3.2.6	Methodik der Endoskopie	39
3.2.6.1	Endoskopische Untersuchung von Lunge und Luftsackmembranen	39
3.2.6.2	Endoskopische Untersuchung von Niere und Harnleiter	40
3.2.6.3	Endoskopische Untersuchung der Nebenniere	41
3.2.6.4	Endoskopische Untersuchung der Gonaden	41
3.2.6.5	Endoskopische Untersuchung des restlichen Abdomens	42
3.2.6.6	Endoskopische Untersuchung der Strukturen im kranialen thorakalen Luftsack	43
3.2.7	Postnarkotische Überwachung	44
3.2.8	Bakteriologische Untersuchungen	44
3.2.9	Mykologische Untersuchungen	46
3.2.10	Bestimmung der Körpermasse	47
3.2.11	Messungen an den Extremitäten	47
3.2.12	Kriterien für die Beurteilung „Gesund und Abgabefähig“	48
4	Ergebnisse	50
4.1	Klinische Befunde	50
4.2	Einleitung, Verlauf und Komplikationen während der Narkosen	50
4.3	Verlauf und Komplikationen während der endoskopischen Untersuchung	51

4.4	Anatomische Befunde an den Geschlechtsorganen	52
4.4.1	Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane	52
4.4.2	Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane	53
4.4.3	Artunterschiede	54
4.4.3.1	Kakadus (Cacatuinae)	54
4.4.3.2	Loris (Lorinae)	59
4.4.3.3	Amazonen (<i>Amazona</i> spp.)	64
4.4.3.4	Aras (<i>Ara</i> spp., <i>Diopsittaca</i> spp., <i>Propyrrhura</i> spp., <i>Anodorhynchus</i> spp.)	71
4.4.3.5	Rotschwanzsittiche (<i>Pyrrhura</i> spp.)	78
4.4.3.6	Südamerikanische Sittiche (exklusive <i>Pyrrhura</i> spp.)	85
4.4.3.7	Südamerikanische Papageien (<i>Derophtus</i> spp., <i>Graydidascalus</i> sp., <i>Pionites</i> spp., <i>Pionus</i> spp., <i>Pionopsitta</i> sp.)	91
4.4.3.8	Großsittiche (Tribi Platycercini und Psittacini (exklusive <i>Agapornis</i> sp.)	95
4.4.3.9	Afrikanische Papageien (<i>Psittacus</i> spp., <i>Poicephalus</i> spp., <i>Agapornis</i> sp.)	99
4.5	Makroskopische Befunde an den Gonaden	103
4.6	Bakteriologische und mykologische Befunde	106
4.7	Pathologische Befunde an weiteren Organen	108
4.7.1	Lunge	108
4.7.2	Niere	109
4.8	Körpermasse und Körperlänge der untersuchten Spezies	111
4.9	Messungen an den Extremitäten	114

5	Diskussion	117
5.1	Narkose	117
5.2	Zugang zur endoskopischen Untersuchung	117
5.3	Methodik der Endoskopie zur Geschlechtsbestimmung	119
5.4	Körpermaße	120
5.5	Entwicklung der Geschlechtsorgane	120
5.6	Geschlechtsdimorphismus	126
5.7	Geschlechtsbestimmung	129
5.8	Makroskopische Befunde an den Geschlechtsorganen	130
5.9	Endoskopie im Vergleich zu anderen Methoden der Geschlechtsbestimmung	131
5.10	Mikrobiologische Befunde	132
5.11	Morphometrische Daten	134
6	Zusammenfassung	135
7	Summary	138
8	Sumario	141
9	Literaturverzeichnis	144

1 Einleitung

Die Endoskopie bei Papageien ist eine vielfach eingesetzte Untersuchungsmethode, welche, im Normalfall unter Inhalationsnarkose, die Exploration verschiedener Organsysteme erlaubt.

Am häufigsten zur Anwendung kommt dabei die Endoskopie der Leibeshöhle (syn. Coelioskopie) zur Geschlechtsbestimmung.

Auch wenn neuere, gentechnische Methoden einen Teil dieser Untersuchungen zur Geschlechtsbestimmung ersetzen können, so besitzt die endoskopische Untersuchung der Gonaden, insbesondere in Zuchtbeständen, den Vorteil einer qualitativen Aussage über den Zustand der Geschlechtsorgane und wird deshalb weiterhin häufig angewandt. Weitere Einsatzmöglichkeiten der Endoskopie bei Papageien sind Tracheoskopien, Otoskopien, Rhinoskopien, Oesophagoskopien, Gastroskopien und Kloakoskopien.

Bei all diesen darstellenden Untersuchungsmethoden können durch entsprechende Arbeitsvorrichtungen auch Proben zur bakteriologischen und histopathologischen Untersuchung gewonnen werden und stellen somit ein wichtiges diagnostisches Hilfsmittel dar.

Ziel dieser Arbeit ist es, neben den Geschlechtsorganen auch die übrigen, über den kaudalen thorakalen Luftsack zugänglichen Organe der Leibeshöhle hinsichtlich Topographie und Morphologie darzustellen, um diese hinsichtlich Gesundheit und Zuchttauglichkeit zu beurteilen. Die Narkose, als wesentlicher Bestandteil einer guten endoskopischen Untersuchung, scheint noch für viele Kolleginnen und Kollegen eine abschreckende Wirkung zu haben. Im Rahmen dieser Arbeit wird daher auch der Verlauf der Isofluran-Narkose bei juvenilen Psittaziden dokumentiert. Abschließend wird die endoskopische Geschlechtsbestimmung mit den gebräuchlichen Methoden der Geschlechtsbestimmung verglichen. Den damit konfrontierten Kolleginnen und Kollegen sollen die Ergebnisse dieser Arbeit als Hilfe dienen.

2 Literaturübersicht

2.1 Die Ordnung Psittaciformes

2.1.1 Taxonomie und Nomenklatur von Linné

Die antiken griechischen und römischen Schriftsteller haben sich bemüht, die Vielzahl der Pflanzen und Tiere hinsichtlich ihres Erscheinungsbildes, ihres Vorkommens in den verschiedenen Regionen der Erde sowie ihrer Nutzung als Nahrungs- und Heilmittel zu beschreiben. Ansätze zu einer systematischen Erfassung bzw. einer hierarchischen Gliederung sind bei diesen Schriftstellern noch nicht zu finden.

Das noch heute – wenn auch in stark erweiterter und in vielen Teilen in modifizierter Form – gebräuchliche System der Taxonomie und Nomenklatur geht auf die bahnbrechenden Arbeiten des schwedischen Naturforschers Carl von Linné (1707 – 1778) zurück. Heute wird allgemein die 10. Auflage seines monumentalen Werkes *Systema Naturae* zitiert, die im Jahre 1758 in Holm (heute Stockholm) erschien. Vom Britischen Museum of Natural History wurde im Jahre 1956 eine photographische Faksimile-Reproduktion der 10. Auflage angefertigt, die in einigen Bibliotheken leichter zugänglich ist als das nur in wenigen Exemplaren gedruckte Original.

Linné gliedert die gesamte ihm und seinen Zeitgenossen damals bekannte Welt, die er *Imperium Naturae* nannte, in drei große Reiche (regna): dies sind (i) das Regnum Lapides corpora, die Steine, (ii) das Regnum Vegetabilia corpora, die Pflanzen und (iii) das Regnum Animalia corpora, die Tiere.

Alle Pflanzen und Tiere wurden unterteilt in Klasse (classis), Ordnung (ordo), Gattung (genus), Art (species) und Unterart (varietas). Taxonomische Kriterien für Tiere sind bei Linné nicht nur morphologisch feststellbare innere und äußere Strukturen sondern auch die geographische Verbreitung, das Verhalten und Gemüt der Tiere.

Das Regnum Animale unterteilt Linné in sechs Klassen:

- I. Mammalia – Säugetiere
- II. Aves – Vögel
- III. Amphibia – Kriechtiere

IV. Pisces – Fische

V. Insecta – Gliedertiere

VI. Vermes - Würmer

Die Klasse Aves enthält bei Linné sechs Ordnungen:

1. Accipitres – Adler
2. Picae – Spechte
3. Anseres – Gänse
4. Grallae – Rallen
5. Gallinae – Hühner
6. Passeres – Sperlinge

Die Ordnung Picae – Spechte – hat folgende gemeinsame Charakteristika: Schnabel gebogen, Oberschnabel beweglich, Zunge fleischig, Füße mit je zwei Zehen nach vorn und hinten. Da sowohl die Spechte (Picae) als auch Papageien jeweils zwei nach vorn und zwei nach hinten gerichtete Zehen aufweisen, stehen bei Linné Spechte und Papageien in einer Ordnung.

Insgesamt sind im Verzeichnis der Papageien von Linné 37 Gattungen mit angefügter Kurzcharakteristik der Eigenschaften (Taxa) der Vögel innerhalb einer Gattung und 96 Spezies auf nur vier Seiten gelistet. Alle wissenschaftliche Namen bestehen aus meist zwei, selten drei Worten in lateinischer Sprache; eine Übersetzung in eine Landessprache fehlt. Dagegen befinden sich zu nahezu jeder Spezies knappe Angaben zu den Merkmalen und zum Habitat einer Art sowie zur zitierten ornithologischen Literatur.

2.1.2 Die heutige Taxonomie der Ordnung Psittaciformes

Heute, nahezu 250 Jahre nach dem Erscheinen der 10. Auflage der *Systema Naturae*, ist vom Grundsatz her die Taxonomie und Nomenklatur nahezu unverändert in Gebrauch. Die Entdeckung „neuer“ Spezies, das Auffinden weiterer morphologischer Details (z.B.

Bau der Knochen in der Schädelbasis) haben das Speziesspektrum deutlich erweitert und die Kenntnisse je Spezies vertieft, was zu Präzisierungen der bisher verwendeten Taxa führte, aber auch Umstellungen in der Systematik erforderte. Hierbei ist zu bedenken, daß in der Natur lediglich Varianten und Spezies anzutreffen sind und alle weiteren, übergeordneten systematischen Begriffe wie Familie, Ordnung, Klasse theoretische Konstrukte darstellen, die die verwandtschaftliche Beziehungen der Tiere systematisieren sollen.

In mehreren in den letzten Jahren erschienenen Monographien werden die verwendeten Kriterien für die Spezies-Diagnose und für die Abgrenzung gegenüber ähnlichen Spezies im Detail erörtert und diskutiert. In jüngster Zeit fanden die bisher gebräuchlichen Kriterien (i) Morphologie, (ii) Verhalten und (iii) geographische Verbreitung zunehmend eine Eingrenzung durch (Teil-)Analysen des Genoms.

Alle rezenten Vögel werden von WOLTERS (1975-1982) unterteilt in die systematischen Kategorien Ordnung, Unterordnung, Familie, Unterfamilie, Gattung, Untergattung, Art und Unterart. Als taxonomische Kriterien verwendet WOLTERS Morphologie, geographische Verbreitung, Lebensäußerungen und neuere osteologische, myologische, serologische, ethologische und parasitologische Untersuchungsergebnisse. Die Ordnung Psittaciformes unterteilt er in 11 Familien, 18 Unterfamilien und mehr als 300 Spezies. Die Woltersche Nomenklatur wird noch heute für die Erstellung der gesamten Nachzucht-Statistik aller Vögel von den Mitgliedern der *Vereinigung für Artenschutz, Vogelhaltung und Vogelzucht (AZ) e.V.* verwendet (PAGEL, 2006).

Im internationalen Bereich gebrauchen Ornithologen weitere, meist recht umfangreiche Systematiken mit zum Teil deutlichen Abweichungen bei der Wahl und Wertung taxonomischer Kriterien und der Benennung der Vögel. Es wird jedoch versucht, im Rahmen der Aktivitäten der *Internationalen Kommission für Zoologische Nomenklatur* die Methodik der Namensgebung und die Bedingungen für Umbenennungen festzulegen und deren Einhaltung zu überwachen.

Besonders im nordamerikanischen Bereich ist die von CLEMENTS verfasste Monographie mit dem Titel *Birds of the World: a Checklist*, vierte Auflage (2000) im Gebrauch. Diese Liste enthält 28 Ordnungen und 144 Familien, wobei allein auf die Vögel der Ordnung Passeriformes (Sperlingsvögel) 100 Familien mit weit mehr als

4000 Spezies entfallen. Diese Monographie enthält auch knappe Angaben zum natürlichen geographischen Verbreitungsgebiet der gelisteten Vögel.

Von SIBLEY und MONROE (1990) stammt eine umfangreiche Monographie mit dem Titel *Distribution and Taxonomy of Birds of the World*. In diesem Werk werden zusätzlich zu den bereits früher von anderen Autoren verwendeten Taxa auch Merkmale des Genoms ausgewählter Spezies verwendet. Die Ergebnisse der DNS-DNS-Hybridisierung wurden hier überwiegend als Basis dieser Klassifikation verwendet. Allerdings hat sich gezeigt, daß die von anderen Autoren verwendeten Taxa recht oft mit der neuen, auf DNS-DNS-Hybridisierung basierten Systematik übereinstimmen. Zusätzlich sind alle Vogelspezies mit einer fortlaufenden Nummer versehen worden, wie dies seit langer Zeit von der American Ornithologist Union befürwortet wird.

Josep del HOYO, Andrew ELLIOT und Jordi SARGATAL geben seit 1997 ein neues *Handbook of Birds of the World* heraus, das auf insgesamt zwölf großformatige Bände angelegt ist, wobei derzeit aber erst elf Bände erschienen sind. Als Taxa dienen sowohl die bereits von WOLTERS (1975-1982) verwendeten Kriterien als auch die Proteinanalytik des Eiklars und die Ergebnisse der DNS-DNS-Hybridisierung. Band vier enthält die Ordnung Psittaciformes. Der Text dieser Ordnung ist von ROWLEY und COLLAR (1997) verfasst worden. Diese beiden Autoren teilen die Vögel der Ordnung Psittaciformes in lediglich zwei Familien auf. Dies sind die Familie Cacatuidae (Kakadus) und die Familie Psittacidae (eigentliche Papageien).

Nach ROWLEY und COLLAR (1997) enthält die Familie der Cacatuidae drei Unterfamilien (schwarze Kakadus, weiße Kakadus und den Nymphensittich) mit sechs Gattungen und insgesamt 21 Arten.

Die Familie Psittacidae enthält zwei Unterfamilien, die Loriinae (Loris) und die Psittacinae (Papageienartige), die zusätzlich in neun Tribus untergliedert worden sind. Die Bezeichnung eines jeden Tribus ist durch die Wortendung „-ini“ gekennzeichnet worden. Zur Familie Psittacidae werden insgesamt 78 Genera mit 332 Spezies gezählt. Weil die von ROWLEY und COLLAR (1997) empfohlene Taxonomie auf einer relativ breiten Basis taxonomischer Kriterien beruht, wird diese Einteilung von der Loro Parque Fundación favorisiert und im Rahmen dieser Arbeit für die Bezeichnung der untersuchten Vögel verwendet.

2.1.3 Vermehrungsstrategien der Psittaziden

Bis auf wenige Ausnahmen sind Psittaziden Höhlenbrüter. In der Regel wird je Jahr nur ein Gelege hervorgebracht, das aus ein bis drei Eiern besteht. Nur nach Verlust des Geleges oder der Nestlinge wird von einigen Arten ein zweites Gelege erzeugt und bebrütet (nicht veröffentlichte Daten, REINSCMIDT, 2006). Weil die Zahl der Eier je Gelege eher klein und Nachgelege die seltene Ausnahme sind, kommt dem Erhalt des Lebens eines jeden geschlüpften Nestlings eine besondere Bedeutung für die Gesamtpopulation zu. Somit besteht die Vermehrungsstrategie der Psittaziden in der Erzeugung weniger Individuen, die aber intensiv betreut werden, um Aufzuchtverluste möglichst gering zu halten. Andere Vogelarten, wie z.B. viele Bodenbrüter, bilden sehr große Gelege, wobei zahlreiche Eier nicht bis zum Schlupf der Küken gelangen oder viele Nestlinge während der Aufzuchtperiode verloren gehen (PRINZINGER, 1979). Beide Strategien führen zu annähernd gleich großen Populationen.

Die aktuelle Größe einer Population kann geschätzt werden nach der empirischen Formel von BEZZEL und PRINZINGER (1990):

$$\text{Populationsgröße } N = \text{Natalität} - \text{Mortalität} + \text{Immigration} - \text{Emigration}.$$

Wesentlicher Bestandteil einer gegebenen Population ist somit die Zahl geschlüpfter Nestlinge (= Natalität) und die Zahl der Verluste (= Mortalität). Zu- und Abwanderung von Einzelvögeln oder Vogelgruppen bestimmen nicht nur die Größe einer Population sondern nehmen auch erheblichen Einfluss auf die genetische Homo- bzw. Heterogenität. Alle in der Formel genannten Komponenten sind durch züchterische und tierärztliche Einflussnahme veränderbar. Dies trifft insbesondere für die Komponenten Natalität und Mortalität zu.

Nach dem Schlupf werden die wenigen Nestlinge intensiv von beiden Elternteilen ernährt, gewärmt und gepflegt. Ausgeflogene Jungvögel bilden je nach Vogelart für ein bis drei Jahre Schwärme, die von den erwachsenen Vögeln getrennt leben. In dieser Phase erkunden die Jungvögel gemeinsam ihre Umwelt, suchen miteinander Nahrung und Schutz und beeinflussen dabei wechselseitig ihr Verhalten. Diese Lebensweise der Jungvögel bildet die phylogenetisch fixierte Basis für Adaptation auch an Menschen, was generell als das „Zahmwerden und Sprechenlernen“ bezeichnet wird.

Sämtliche Versuche zur Vermehrungszucht in Gefangenschaft setzen somit bei der Erzeugung möglichst vieler und zugleich gesunder Jungvögel an. Weil das Erscheinungsbild junger Psittaziden in der Regel monomorph ist, sind Bestrebungen zum frühzeitigen Erkennen des jeweiligen Geschlechts für die spätere Zusammenstellung von Zuchtpaaren wesentlich. Die Endoskopie leistet hierbei wertvolle Dienste.

2.2 Narkose

2.2.1 Indikationen für eine Narkose

Zur Vermeidung von Aufregungszuständen und der damit verbundenen Schock- und Verletzungsgefahr sowie zum Zwecke einer ausreichenden Muskelrelaxation ist eine endoskopische Untersuchung stets unter Allgemeinanästhesie durchzuführen (KORBEL und GRIMM, 1993).

Die endoskopische Untersuchung wird bei Vögeln, die gut fixiert werden können (z.B. *Columbiformes*) in der Literatur auch ohne Narkose beschrieben (SATTERFIELD, 1990).

Wird auf eine Narkose verzichtet, so ist die Gefahr der Perforation von inneren Organen oder anderer Traumen infolge der Abwehrreaktionen des Tieres jedoch sehr hoch. Außerdem kann nicht geleugnet werden, daß die sichere Fixation des Tieres essentiell für eine störungsfreie Untersuchung und zielsichere anatomische Orientierung ist (TAYLOR, 1990).

Nicht zuletzt ist eine Narkose zur Schmerzausschaltung indiziert. Auch wenn die Schmerzempfindung beim Vogel noch nicht so gut erforscht ist wie beim Säugetier, so zeigt die klinische Erfahrung, daß insbesondere die Haut der Vögel inklusive Schnabel und Krallen, im Bereich der Augen, Ohren und der Kloake, besonders schmerzempfindlich ist (GRIMM, 1987). „Aufgrund von Untersuchungen an Hühnern ist davon auszugehen, daß die Schmerzempfindung (Nozizeption) ähnlich wie beim Säugetier erfolgt“ (HATT, 2002).

2.2.2 Wahl des Narkoseverfahrens

Zur Verfügung stehen verschiedene Injektions- und Inhalationsnarkosen als auch Lokalanästhetika.

Die Lokalanästhesie wird von vielen Autoren abgelehnt. In einer Studie wurde die Wirksamkeit von Procain und Lidocain an Tauben überprüft (SCHOTT, 1987). Beide Präparate werden in therapeutischer Dosis gut vertragen, zeigen jedoch nur eine kurze Wirkungsdauer. Der Einsatz ist jedoch aufgrund von Aufregungszuständen nur lokalanästhetisierter Vögel nicht sinnvoll und verbietet sich daher von selbst (GRIMM, 1987).

Der Gebrauch von Injektionsanästhetika ist seit den Fortschritten der Inhalationsanästhesie stark zurückgegangen (ABOU-MADI, 2001). Beschrieben wurde der Einsatz verschiedener Präparate, z.B. Ketamin, Tiletamin-Zolazepam, Propofol.

Die Verwendung von Ketamin wird von verschiedenen Autoren, insbesondere in Kombination mit Xylazin aber auch mit Diazepam, beschrieben. Durch die Kombination von Ketamin und Xylazin wird eine gute Muskelrelaxation und eine geringere Excitation während der Aufwachphase erzielt (MCDONALD, 1989). Ferner ist eine sofortige und vollständige Antagonisierung der Alpha-2-Agonisten mit Atipamezol möglich (HATT, 2002). Die geringste Beeinflussung des Herzkreislaufsystems erfolgt durch die Kombination von Ketamin mit Diazepam (HATT, 2002).

Keines der Parenteralia ist so sicher und effizient wie das Isofluran für endoskopische Untersuchungen (TAYLOR, 2001). In zahlreichen Studien über endoskopische Untersuchungen bei Vögeln wird Isofluran als Anästhetikum der Wahl angegeben (TAYLOR, 1989; KORBEL, 1993; TAYLOR, 2001; RICH, 2002/a). Isofluran ist seit seiner Einführung Mitte der 80er Jahre das Standardanästhetikum für Vögel geworden (TAYLOR, 2001). ROSSKOPF und WOERPEL (1996) schreiben bereits 1996, wenn ein Chirurg nicht in Isofluran und das hierzu notwendige Instrumentarium investieren möchte, sollten Vögel für chirurgische Eingriffe besser an eine entsprechend ausgestattete Praxis überwiesen werden.

Isofluran eignet sich sowohl für eine Masken- als auch Intubationsnarkose. WEDEL (1999) empfiehlt die Intubation mit einem Endotracheal-Tubus erst bei Vögeln mit einem Körpergewicht von über 200 Gramm. Die Einleitung erfolgt stets mit der Maske

mit 4 –5 Vol. %, die Erhaltung beim intubierten Patienten erfolgt mit 0,5 – 2 Vol. %. Wird die Narkose mit der Maske fortgeführt, muss das Isofluran etwas höher dosiert werden (HATT, 2002).

Aufgrund seiner geringen Blutlöslichkeit wird das Isofluran zu weniger als 0,2 % metabolisiert. Dies und der sehr effiziente Gasaustausch der Vögel ermöglichen eine sehr schnelle Einleitung der Anästhesie und eine gute Steuerbarkeit (HATT, 2002). Das Excitationstadium in der Einleitungs- und Erholungsphase ist sehr kurz (ABOU-MADI, 2001). Auch hat Isofluran nur eine minimale Wirkung auf das Herz-Kreislauf-System. GYLSTORFF und GRIMM (1998) berichten von Herzarrhythmien nach langer Narkosedauer (45 min.). Lediglich die Aras zeigen häufiger Herzarrhythmien unter der Wirkung von Isofluran als andere Papageien (ABOU-MADI, 2001).

Isofluran ist jedoch stark atemdepressiv. Da beim Vogel die Skelettmuskulatur die Atmung sowohl während der In- als auch während der Expiration unterstützt und Isofluran ein starkes Muskelrelaxans ist, zeigt sich die atemdepressive Wirkung beim Vogel wesentlich stärker als beim Säugetier (ABOU-MADI, 2001). Weil Isofluran auch die zahlreichen kleinen Muskeln der Federn relaxiert und dadurch größerer Wärmeverlust beim narkotisierten Vogel entsteht, ist auf vermehrte Wärmezufuhr (Heizkissen) während der Narkose und in der Aufwachphase zu achten (persönliche Mitteilung, KALETA, 2006).

Negative Auswirkungen auf Leber- und Nierenfunktion wurden bisher nicht beobachtet (GYLSTORFF und GRIMM, 1998).

2.2.3 Narkosevorbereitung

Vor jeder Anästhesie ist zur Erkennung von medizinischen Problemen und Narkoserisiken eine genaue Anamnese und allgemeine klinische Untersuchung durchzuführen. Bei der klinischen Untersuchung gilt die Aufmerksamkeit insbesondere der Atmung sowie dem Ernährungs- und Hydratationszustand.

Die Frequenz und Tiefe der Atmung sollte sich innerhalb von 60 Sekunden nach einer Manipulation wieder in arttypischen Bereichen befinden. Bei Anzeichen von Dyspnoe (atemsynchrones Schwanzwippen, breitgestellte Beine, abgespreizte Flügel,

Schnabelatmung) muss der Patient vor der Narkose stabilisiert werden, z.B. durch Inhalation im Sauerstoffkäfing (HATT, 2002).

Der Ernährungszustand ist kritischer zu beurteilen als beim Säuger. Vögel haben eine Körpertemperatur von über 40 °C und dies bedeutet einen höheren energetischen Umsatz. So befindet sich ein schlecht genährter Papagei in einem bedeutend kritischeren Zustand als ein gleich schwerer Säuger und stellt einen Risikopatient für die Narkose dar (HATT, 2002).

Zur Überprüfung des Hydratationszustandes ist die wenig elastische Haut des Vogels nur begrenzt geeignet. HATT (2002) empfiehlt stattdessen die Beurteilung der Gefäßfüllungszeit an der Vena ulnaris, sie sollte unter einer Sekunde liegen.

Ebenso wie beim Säugetier ist auch beim Papagei das Fasten vor der Anästhesie von Bedeutung. Die von den verschiedenen Autoren empfohlene Fastenzeit ist sehr unterschiedlich und abhängig von der Spezies und der Größe des Vogels. Generell ist zu beachten, daß kleinere Vögel eine höhere metabolische Rate haben und somit schneller in einen hypoglykämischen Zustand geraten (ABOU-MADI, 2001).

HATT (2002) empfiehlt bei Vögeln mit einem Körpergewicht unter 300 Gramm eine Fastenzeit von ½ bis max. 1 Stunde und bei Vögeln mit einem Körpergewicht über 300 Gramm eine Fastenzeit von 2 – 3 Stunden. ABOU-MADI (2001) dagegen empfiehlt kleinere Vögel 4 – 6 Stunden fasten zu lassen und größere sogar 8 – 12 Stunden, während GRIMM (1987) eine Fastenzeit von nur bis zu ½ Stunde bei kleineren Tieren und bei größeren sogar bis zu 12 Stunden empfiehlt. LIERZ (2004) empfiehlt eine von der Größe des Patienten abhängige Fastenzeit von 2 - 6 Stunden. Ergebnisse gut kontrollierter Zeit-Effekt-Studien wurden hierzu nicht publiziert.

Im Notfall kann der Kropf mit einer weitlumigen Ernährungssonde entleert werden.

Das Fasten ist für die endoskopische Untersuchung nicht nur zur Vermeidung der Regurgitation und der hiermit verbundenen Gefahr der Aspiration sinnvoll. Es bietet auch den Vorteil, daß die Darmschlingen zum Zeitpunkt der Untersuchung nicht mehr stark gefüllt sind und dadurch der Blick auf die übrigen Organe erleichtert wird (LIERZ, 2004).

Das Einfangen und die Manipulationen sollten in Ruhe erfolgen, da aufgeregte Vögel schlecht auf die Narkose reagieren und die Dosis evtl. erhöht werden muss (GRIMM, 1987).

2.2.4 Narkoseüberwachung

Die größte Gefahr während der Narkose liegt in der Unterkühlung der Tiere. „Hypothermien können die Ursache für scheinbar unerklärliche perioperative Zwischenfälle sowie gegebenenfalls für protrahierte Rekonvaleszenzperioden sein“ (KORBEL, 1999). Zur Erhaltung der physiologischen Körpertemperatur sollten die Vögel auf Wärmekissen gelagert werden.

Wesentlich ist auch, den Wärmeverlust nicht zusätzlich zu fördern. Das Rupfen der Federn im OP-Feld sollte nur so weit als notwendig erfolgen. Zur Desinfektion der Haut empfiehlt es sich anstelle von Alkohol eine jodhaltige Lösung zu verwenden, da beim Verdampfen des Alkohols dem Körper zusätzliche Wärme entzogen wird. Flüssigkeiten zum Spülen oder zur Rehydratation sollten körperwarm verabreicht werden (HATT, 2002).

Die Messung der Körpertemperatur sollte bei längeren Eingriffen, länger als 15 Minuten (HATT, 2002), regelmäßig erfolgen und die Temperatur maximal 1,5 °C unter die physiologische Temperatur (KORBEL, 1999) bzw. nicht unter 38 °C fallen (HATT, 2002). Zur Messung kann eine elektronische Temperatursonde, die in die Kloake eingeführt wird, verwendet werden (KORBEL, 1999). Die Verwendung eines elektronischen Thermometers, das in die Speiseröhre eingebracht wird, ist auch möglich und liefert verlässliche Ergebnisse (ABOU-MADI, 2001).

Während der Dauer der Narkose wird die Atmung visuell überwacht. Hierbei sollte nicht nur die Atemfrequenz gezählt werden, sondern auch die Atemtiefe anhand der Bewegungen des Sternums beurteilt werden (ABOU-MADI, 2001). Anhand der Atmung ist auch ein Rückschluss auf die Tiefe der Anästhesie möglich: Ist die Anästhesie zu tief, wird die Atmung unregelmäßig, ist sie zu oberflächlich, beschleunigt die Atmung (physiologische Atemfrequenz beim Wellensittich: 55-75 x/min.; beim Großpapagei: 10-20 x/min.) (HATT, 2002).

Die Herzfrequenz kann im Bereich des Sternums palpiert, mittels Doppler akustisch dargestellt oder mittels EKG gemessen werden. Die Elektrokardiographie ist die genaueste Methode und bietet den Vorteil, daß Herzrhythmusstörungen, hervorgerufen durch Hypoxie oder Hyperkapnie, frühzeitig erkannt werden können (HATT, 2002). Da

Vögel eine hohe Herzfrequenz haben, müssen Geräte, die über 600 Schläge/Minute messen können, gewählt werden (HATT, 2002).

Während KORBEL (1998) die Pulsoximetrie zur routinemäßigen Überwachung der Narkose empfiehlt, ist diese nach ABOU-MADI (2001) in der Vogelmedizin wenig sinnvoll.

2.2.5 Narkosezwischenfälle

Atemstillstand und Blutungen stellen die häufigsten Narkosezwischenfälle beim Vogel dar. Zum Herzstillstand kommt es selten. Ein Herzstillstand stellt aber, wenn er auftritt, einen wesentlich kritischeren Zustand dar (HATT, 2002).

Im Falle eines Atemstillstandes ist unverzüglich das Narkosegas zu entfernen. Die Beatmung erfolgt am besten mit Raumluft und nicht mit reinem Sauerstoff, da bei Vögeln mit tiefen Kohlendioxid-Blutwerten schneller Apnoe einsetzt als beim Säugetier (HATT, 2002). Das Einsetzen der Spontanatmung kann durch leichten Druck auf den Thorax (mit 1 – 2 Aktionen/Sekunde beim Wellensittich und Kanarienvogel (GRIMM, 1987); 40 – 50 Aktionen/Minute (HATT, 2002)) zusätzlich gefördert werden. Im Falle einer Atemlähmung oder zu lang anhaltender oder zu tiefer Narkose kann ein zentrales Analeptikum wie z.B. Doxapram oder Coffein-Natrium-Salizylat 50% verabreicht werden. GRIMM (1987) hat bei Tauben, Papageien und Vögeln anderer Ordnungen Doxapram eingesetzt und erst bei einer Dosierung von 40 – 50 mg/kg KG einen deutlichen Anstieg der Atemfrequenz und Zunahme der Atemtiefe beobachten können. LIERZ (2004) hingegen empfiehlt 5 – 10 mg/kg i.v., s.c., i.m. oder sublingual.

Unter der Wirkung von Isofluran sind auftretende Atemstillstände gut zu therapieren und i.d.R. komplikationslos (HATT, 2002).

Treten stärkere Blutungen auf, so ist eine Flüssigkeitssubstitution mit einer geeigneten, körperwarmen Elektrolytlösung vorzunehmen.

Im Falle eines Herzstillstandes ist eine direkte Herzmassage mit > 60/Minute für die Dauer von mindestens 5 Minuten vorzunehmen (HATT, 2002) sowie die Substitution von körperwarmer Flüssigkeit (20 – 30 ml/kg KM (KORBEL, 1999)) i.v., s.c. oder

intraossär. Strophantin kann tropfenweise p.o., mit der „Nasenloch-Tropfmethode“ oder in einer Dosierung von 1 ml/kg KM i.m. gegeben werden (KORBEL, 1999).

2.2.6 Postnarkotische Maßnahmen

Die Überwachung des Patienten ist nicht nur für die Dauer der Narkose von Bedeutung, sie sollte stets bis zur vollständigen Erholung erfolgen. Ein wesentlicher Vorteil der Inhalationsnarkose mit Isofluran ist die auf wenige Minuten verkürzte Rekonvaleszenzperiode. Etwa 10 Minuten nach Absetzen des Anästhetikums ist der Vogel wieder in der Lage sich auf der Stange zu halten, erst jetzt sollte er in den Käfig zurückgesetzt werden (HATT, 2002).

Für eine warme und ruhige Umgebung ist zu sorgen. Jegliche Reize (akustische, optische, taktile), die zu einer unnötigen Aufregung des Patienten führen können, sind abzustellen (ABOU-MADI, 2001).

2.3 Operations-Technik

2.3.1 Instrumentarium für die Endoskopie

Die Anatomie des Vogels ist geradezu prädisponierend für die endoskopische Untersuchung, da durch das Vorhandensein der Luftsäcke ein direktes Einsehen der inneren Organe ohne Luftinsufflation möglich ist (MCDONALD, 1982; LUMEIJ und WESTERHOF, 1989; TAYLOR, 2001). Die instrumentellen Anforderungen sind somit im Vergleich zur Säuger-Endoskopie gering (KORBEL, 1993).

Für die endoskopische Untersuchung eines Psittaziden werden folgende Arbeitsgeräte als Grundausstattung benötigt: eine Lichtquelle, ein flexibles Lichtleitkabel und ein starres Endoskop (HOCHLEITHNER und HOCHLEITHNER, 1995; CHAMNESS, 1999). Die Verwendung eines Trokars, wie es früher üblich war (BUSH, 1980; JONES et al., 1984), wird nicht mehr für notwendig gehalten (TAYLOR, 1990). In zahlreichen Studien hat es sich bewährt, über eine Videokamera mit einem Videorekorder zur

Aufnahme der Untersuchungen zu verfügen. Dadurch ist ein Zugriff auf die Untersuchungsbefunde für retrospektive oder vergleichende Untersuchungen sowie zu Demonstrationszwecken jederzeit möglich (TAYLOR, 2001).

Für die meisten Eingriffe eignet sich eine 150- bis 175-Watt Halogen- oder Xenon-Lichtquelle. Für Videoaufnahmen ist die Xenon-Lichtquelle besser geeignet, da sie ein helleres Licht produziert (CHAMNESS, 1999).

Für die Wahl des Endoskops sind drei Parameter entscheidend: Die Länge, der Durchmesser und der Blickwinkel der Optik.

Je länger das Endoskop, desto anfälliger ist es für Achsenknickungen. Andererseits ist die Länge der limitierende Faktor für die Untersuchung der Trachea und des Ösophagus.

Der Durchmesser richtet sich nach der Körpermasse bzw. -größe der zu untersuchenden Psittaziden. Es ist jedoch zu bedenken, daß je kleiner der Durchmesser, umso weniger Licht kann durch das Endoskop geleitet werden und folglich ist die Bildqualität schlechter. Jedoch je größer der Durchmesser, umso größer die Traumatisierung (HOCHLEITHNER und HOCHLEITHNER, 1995). Das kleinste im Handel erhältliche Endoskop hat einen Durchmesser von 1.9 mm (TAYLOR, 1994/a).

Die am häufigsten verwendeten Optiken sind 0°- und 30°- Optiken. Endoskope mit 30°-Blickwinkel erfordern ein wenig Übung, bringen aber den Vorteil eines größeren Blickfeldes durch Drehen des Endoskops um seine eigene Achse. Für ungeübte Untersucher empfiehlt sich die Verwendung eines 0°-Blickwinkels, da sich hier die betrachteten Objekte ebenso wie bei einer freien Betrachtung darstellen (HOCHLEITHNER und HOCHLEITHNER, 1995).

KORBEL und GRIMM (1993) sowie HOCHLEITHNER und HOCHLEITHNER (1995) empfehlen für den Routineeinsatz ein 25 cm langes Endoskop mit einem Durchmesser von 2,7 mm und einer 30°-Optik. CHAMNESS (1999) hingegen berichtet, daß das meist empfohlene Endoskop eine Länge von nur 18 cm und einen Blickwinkel von 30° hat.

2.3.2 Zugang zur endoskopischen Untersuchung der Leibeshöhle

Je nach Ziel und Fragestellung sind in der Literatur verschiedene Zugänge beschrieben. LUMEIJ (1987) war der Erste, der verschiedene Zugangspunkte für eine endoskopische Untersuchung der Leibeshöhle am Beispiel der Taube (*Columbia livia domestica*), beschrieben hat.

Für die endoskopische Geschlechtsbestimmung ist der Zugang über den kaudalen thorakalen Luftsack von der linken Körperseite seit vielen Jahren Standard (INGRAM, 1978; HARRISON, 1978; SATTERFIELD, 1980; BUSH, 1980; MCDONALD, 1982; TAYLOR, 1994/a; KORBEL, 1999; SAMOUR, 2000; LIERZ, 2004). Der Zugang erfolgt von der linken Seite, da bei den meisten Vogelarten nur das linke Ovar ausgebildet ist (KORBEL, 1993; HOCHLEITHNER und HOCHLEITHNER, 1995; TAYLOR, 1995;) und bei manchen Arten der rechte Leberlappen in den Zugangsbereich ragt (KORBEL, 1993).

Der Vogel wird hierzu in rechte Seitenlage verbracht und die Flügel werden von einer Hilfsperson nach dorsal gestreckt. Während TAYLOR (1994/b) und SAMOUR (2000) einen Zugang kaudal des Femurs bevorzugen, wird von vielen anderen Autoren ein Zugang kranial des Femurs beschrieben (HOCHLEITHNER und HOCHLEITHNER, 1995; KORBEL, 1999; LIERZ, 2004).

Folgt man TAYLOR (1994/b), so wird das linke Bein weit nach kranial gezogen und die Stelle aufgesucht, an der die Sehne des Musculus semimembranosus (Musculus flexor cruris medialis) die letzte Rippe kreuzt. An dieser Stelle erfolgt eine Hautinzision mit dem Skalpell. Die ventrale Faszie des Musculus semimembranosus wird angehoben, um die Bauchdecke freizulegen. Die dünne Muskelschicht wird stumpf mit einer Mosquito- Klemme perforiert. Ein Verschließen der Hautinzision nach erfolgter Endoskopie wird nicht beschrieben.

Nach LIERZ (2004) wird das linke Bein durch eine Hilfsperson nach kaudal gezogen. Der Zugangspunkt befindet sich inmitten eines imaginären Dreiecks, gebildet aus Wirbelsäule, Oberschenkelmuskel und der letzten Rippe. Hier erfolgt eine Hautinzision von 3 - 4 mm Länge. Mit einer geschlossenen gebogenen Pinzette wird der Oberschenkelmuskel, der den späteren Zugang verdeckt, zur Seite geschoben und mit

leichtem, aber konstantem Druck die Faszia perforiert. Nach erfolgter Endoskopie wird die Hautinzision mit 1 - 2 Heften verschlossen.

Auch ein Zugang über den letzten Intercostalraum, anstelle kaudal der letzten Rippe, ist beschrieben (KORBEL, 1999).

2.3.3 Endoskopie zur Geschlechtsbestimmung

Die Endoskopie zur Geschlechtsbestimmung monomorpher Vogelspezies wurde in den 70er Jahren entwickelt. HARRISON (1978), BUSH et al. (1978), MACDONALD (1982) und GREENWOOD (1983) gehören zu den ersten, die eine Geschlechtsbestimmung beim Vogel durch direkte Inspektion der Gonaden mit einem Arthroskop aus der Humanmedizin beschrieben haben. Seitdem sind zahlreiche Studien über die endoskopische Geschlechtsbestimmung erschienen.

Die meisten Studien beziehen sich auf die Gonaden geschlechtsreifer Vögel. So wird der Hoden eines geschlechtsreifen Hahns als ellipsoid bis bohnenförmig (TAYLOR, 1995), oder erbsenförmig bis länglich (SATTERFIELD, 1990) beschrieben. In jedem Fall sind die Enden stets abgerundet und die Oberfläche ist glatt (SATTERFIELD, 1990). Häufig sind sie von kremweißer Farbe, wobei sie auch völlig oder nur teilweise pigmentiert sein können, z.B. bei Kakadus (TAYLOR, 1995). Je nach Jahreszeit und dem hormonellen Einfluss kann die Größe des Hodens auf das 200-300fache (WAIBL und SINOWATZ, 1992) bzw. 500fache (SATTERFIELD, 1990; TAYLOR, 1995) anschwellen und auf der Oberfläche des aktiven Hoden sind zahlreiche, kräftige Blutgefäße zu sehen (SATTERFIELD, 1990; TAYLOR, 1995).

Das linke Ovar einer geschlechtsreifen Henne wird außerhalb der Zuchtsaison häufig als Tapioka-Pudding ähnlich, mit kleinen erkennbaren Follikeln auf der Oberfläche, beschrieben (TAYLOR, 1995). Unter dem Einfluss der Hormone wachsen die Follikel und geben dem Ovar ein traubenähnliches Aussehen (SATTERFIELD, 1990; TAYLOR, 1995; RICH, 2002/a). Die Farbe der Follikel variiert von weiß, über kremfarben bis gelblich (RICH, 2002/a). Gleichzeitig wächst der Eileiter und legt sich stark in Falten (TAYLOR, 1995).

RICH (2002/a) schreibt, daß bei *Aratinga* spp., *Cacatua* spp., und *Ara* spp. das Ovarparenchym pigmentiert sein kann.

Über die Morphologie der Gonaden juveniler Psittaziden ist nicht viel geschrieben worden. TAYLOR (1995) beschreibt den Hoden juveniler Vögel als zylinderförmig bis ellipsoidal mit unterschiedlichen, abgerundeten Enden. Der rechte Hoden ist meist durch die Luftsackmembran hindurch zu sehen und ist kleiner als der linke Hoden (TAYLOR, 1989). Der Ductus deferens ist sehr dünn, er nimmt in der Regel ein Drittel des Durchmessers des Ureters ein (TAYLOR, 1995).

Das linke Ovar juveniler Vögel wird als dorso-ventral abgeflacht und kommaförmig beschrieben. Die Oberfläche ist zunächst glatt, von kleinen Rinnen oder Furchen durchzogen. Mit steigendem Alter und fortschreitender Geschlechtsreife werden diese Rinnen tiefer und verleihen dem Ovar ein großhirnähnliches Aussehen (TAYLOR, 1995; RICH, 2002/a). Mit der Reifung der primären Oozyten verschwinden die Rinnen und die Ovaroberfläche erscheint fein granuliert (TAYLOR, 1995). Der Oviduct ist weiß, in der Regel 2 bis 4 fach breiter als der Ureter. Bei genauer Betrachtung ist eine feine, longitudinale Querstreifung erkennbar (TAYLOR, 1995). Das Ligamentum dorsale oviductus ist meist gut zu sehen und überzieht die Divisio cranialis renalis (TAYLOR, 1995; RICH, 2002/a). Die Entwicklung des rechten Ovars bleibt in einem hodenähnlichen Stadium stehen. Das Rudiment des rechten Ovars kann häufig durch die Luftsackwand hindurch neben der rechten Nebenniere und der Vena cava caudalis gesehen werden (TAYLOR, 1995).

In einer Studie untersuchte TAYLOR (1989) 50 Aras (*Ara ararauna*, *Ara chloroptera*, *Ara macao*, *Ara militaris*) im Alter von sechs Wochen bis sieben Monaten. Er beschreibt die Ovarien der Tiere jünger als 10 Wochen als dorsoventral abgeflacht mit einer fein granulierten Oberfläche, die gelegentlich von feinen Rinnen durchzogen sein kann. Bei Hennen im Alter von 10 bis 20 Wochen waren die Rinnen deutlich tiefer, und das Ovar hat an Masse zugenommen. Ein Rudiment des rechten Ovars konnte er bei über 20 Wochen alten Hennen nur selten sehen. Im Alter von über 25 Wochen verschwinden die Rinnen und die Oberfläche erscheint granuliert infolge der Entwicklung der primären Oozyten. Ferner berichtet er, daß über 80 % der untersuchten 50 *Ara ararauna* ein pigmentiertes Ovar hatten. Dahingegen besaßen nur zwei der

untersuchten *Ara macao* und keines der untersuchten *Ara chloroptera* und *Ara militares* ein pigmentiertes Ovar. Die Geschlechtsbestimmung erwies sich als möglich ab einem Alter von sechs Wochen. Für eine sichere Diagnose sollten nach TAYLOR (1989) bei Hennen außer dem Eierstock auch der Eileiter sowie der dorsale Abschnitt des Eileiterbandes zu sehen sein und bei Hähnen außer dem linken Hoden der Samenleiter und der rechte Hoden.

In einer früheren Studie untersuchte TAYLOR (1988) 25 weibliche Aras (*Ara ararauna*, *Ara chloroptera*, *Ara militaris*) im Alter von sieben bis 25 Wochen und kam zu den gleichen Ergebnissen wie in seiner zweiten Studie im Jahre 1989.

2.3.4 Hermaphroditismus

Das Vorhandensein sowohl weiblicher als auch männlicher Geschlechtsorgane in nur einem Individuum, der Hermaphroditismus, kann bei Psittaziden gelegentlich beobachtet werden (persönliche Mitteilung, CROSTA, 2004). In der Literatur ist dieses Phänomen kaum beschrieben. RICH (2002/b) berichtet von einer 8 Jahre alten *Amazona ochrocephala*, bei der endoskopisch ein Ligamentum oviductus und ein Oviduct dargestellt werden konnten, die Gonade sich jedoch bohnenförmig mit glatter Oberfläche zeigt. Die histologische Untersuchung einer Biopsie der Gonade zeigt, daß es sich hierbei um einen inaktiven Hoden handelt. Auch eine DNS-Analyse des Blutes identifizierte die Amazone als Hahn. Dieses Phänomen zeigt, wie wichtig eine endoskopische Geschlechtsbestimmung für eine gezielte Zucht sein kann (RICH, 2002/b).

2.4 Anatomie der Gonaden

2.4.1 Anatomie der männlichen Geschlechtsorgane

Die paarigen, oval-eiförmig bis runden Hoden des männlichen Vogels liegen hochdorsal beiderseits der Aorta descendens in der Leibeshöhle. Ihr kranialer Pol, Extremitas

cranialis und kaudaler Pol, Extremitas caudalis, bestimmen die Längsrichtung des Organs. In sagittaler Richtung reichen sie vom kaudalen Drittel der Lungenventralfläche bis zu den kranialen Abteilungen der Niere. Die Hoden sind meist von gelblich-weißer Farbe, können aber art- und rassespezifisch pigmentiert sein.

Das Hodenparenchym wird von einer dünnen, bindegewebigen Kapsel, der Tunica albuginea, überzogen. Eine echte Septenbildung und ein Mediastinum testis, wie es bei verschiedenen Säugetieren zu finden ist, fehlen.

Die Größe der Hoden unterliegt erheblichen Schwankungen. Sie ist abhängig von Art, Rasse, Alter und dem Fortpflanzungsstadium. Die Gesamtlänge ist während der Fortpflanzungsperiode bis zu 200 – 300 mal (WAIBL und SINOWATZ, 1992) bzw. bis zu 500 mal (SATTERFIELD, 1990; TAYLOR, 1995) größer als während der Ruhephasen. Der linke Hoden ist meist etwas größer als der rechte.

Der paarige Nebenhoden, Epididymis, liegt dem Hoden dorsomedial an. Eine Gliederung in Caput, Corpus und Cauda, wie beim Säugetier, findet sich beim Vogel nicht, da über die gesamte Länge des Nebenhodens Ductuli efferentes eintreten. Es lässt sich lediglich eine Extremitas cranialis und caudalis unterscheiden. An seiner Extremitas caudalis geht der Nebenhodengang in den Samenleiter über.

Der Samenleiter, Ductus deferens, verläuft mäanderartig geschlängelt ventral der Nieren und mündet, nachdem er den Harnleiter überkreuzt hat, in das Urodeum der Kloake (WAIBL und SINOWATZ, 1992).

2.4.2 Anatomie der weiblichen Geschlechtsorgane

Die weiblichen Geschlechtsorgane umfassen den Eierstock, Ovarium, und den Eileiter, Oviductus. Embryonal sind die Geschlechtsorgane paarig und bilateralsymmetrisch angelegt. Bei den meisten Vogelarten werden jedoch nur die linksseitigen Geschlechtsorgane funktionsfähig ausgebildet, während sich die rechtseitigen in der frühen ontogenetischen Phase zurückbilden. Häufig sind die rechten Anlagen noch als Rudimente erkennbar. Ausnahmen sind viele Greifvögel und der Kiwi, die auch die rechte Gonade, manchmal auch den rechten Eileiter, entwickeln. Bei einzelnen Individuen, die normalerweise nur die linke Anlage entwickeln, kann es gelegentlich

auch vorkommen, daß beide Anlagen ausgebildet werden (z.B. Hühner, Enten, Gänse, Tauben, Papageien).

Der linke Eierstock, Ovarium sinistrum, liegt hochdorsal in der Leibeshöhle. Er grenzt kranial an das kaudale Drittel der Lunge, medial an die Aorta descendens und Vena cava caudalis und kaudal an die kraniale Nierenabteilung. Die abgerundeten Organpole werden als Extremitas cranialis bzw. caudalis bezeichnet.

Beim frisch geschlüpften Huhn besitzt der Eierstock die Form eines langgestreckten Dreiecks. In der Ruhephase des geschlechtsreifen Huhns ist der Eierstock oval mit feingranulierter Oberfläche. Während der Legeperiode bildet der Eierstock als einzig sichtbares Funktionsgebilde unterschiedlich große Follikel auf seiner Oberfläche. Nur wenige erreichen die volle Ausbildung zur Dotterkugel, die durch einen Stiel am Ovar befestigt ist. Aufgrund dieser Funktionsgebilde besitzt der aktive Eierstock die Form einer Traube. Nach dem Follikelsprung bleibt von der Umhüllung der Dotterkugel ein leerer Kelch, Calix, zurück, der sich im Verlauf weniger Tage völlig zurückbildet. Kaudal steht das Ovar mit dem kranialen Abschnitt des Eileiters in Kontakt.

Der Eileiter umgibt die postovulatorische Eizelle während ihrer Passage mit Hüllen. Er ist an einem kurzen Gekröse, Ligamentum oviductus, befestigt. Vor der Legereife erstreckt er sich als dünner, weißer Schlauch vom Eierstock bis zur Kloake. In der Legeperiode ist er wesentlich größer, legt sich in darmähnliche Schlingen und füllt einen Großteil der linken Abdominalseite aus. Außerhalb der Legeperiode reduziert er sich wieder zu einem bandähnlichen, weißen Schlauch.

Der Eileiter gliedert sich in 5 Abschnitte, dem Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und der Vagina. Das Infundibulum, Eileitertrichter, verfügt über ein Ostium abdominale das zur Aufnahme ovulierter Dotterkugeln aus dem Ovar dient. Das Magnum, der längste Abschnitt des Eileiters, liegt in engen Schlingen und erzeugt dadurch ein dünndarmähnliches Aussehen des Eileiters. Dem Magnum schließt sich die Eileiterenge, Isthmus, an, welche sich abrupt zum dickwandigen Eihälter, dem Uterus, erweitert. Der letzte Abschnitt, die Vagina, mündet im Ostium cloacale oviductus ins Urodeum (WAIBL und SINOWATZ, 1992).

2.5 Situs der inneren Organe

2.5.1 Lunge und Luftsäcke

Die beiden hellroten Lungen, Pulmo dexter und Pulmo sinister, liegen rechts und links der Wirbelsäule über dem Septum horizontale. Sie sind nicht gelappt und auffallend klein. Bis auf kleinste Reste besitzt die Lunge keinen Pleuraüberzug. Durch das Schwinden der Pleura und der Tatsache, daß die Lunge bindegewebig mit den Rippen und Wirbeln einerseits, mit dem Septum horizontale andererseits, verwachsen ist, kann die Lunge nicht kollabieren. So bleiben die dünnwandigen Bronchien und Luftkapillaren für durchströmende Luft stets offen.

Kranial reicht die Lunge bis zur ersten Rippe, kaudal bis zur vorletzten Rippe oder leicht darüber hinaus.

Der Lunge sind blasebalgähnlich die Luftsäcke angeschlossen. Paarig ausgebildet sind der Halsluftsack, Saccus cervicalis, der vordere und hintere Brustluftsack, Saccus thoracicus cranialis und caudalis, sowie der Bauchluftsack, Saccus abdominalis. Der Schlüsselbeinluftsack, Saccus clavicularis, ist bei den meisten Vögeln zu einem unpaaren Luftsack fusioniert.

Die Bauchluftsäcke sind direkt dem Hauptbronchus angeschlossen. Die übrigen Luftsäcke stehen mit Sekundärbronchien in Verbindung (VOLLMERHAUS und SINOWATZ, 1992).

Der Verbindungsbereich zwischen Lunge und Luftsack wird als Ostium bezeichnet. Es werden direkte und indirekte Verbindungen unterschieden: von einer direkten Verbindung spricht man, wenn die Verbindung über einen primären oder sekundären Bronchus erfolgt. Als indirekte Verbindung wird die Verbindung über einen Parabronchus bezeichnet. Über ein Ostium können mehrere Verbindungen bestehen, sowohl direkte als auch indirekte. Die meisten Luftsäcke haben ein oder zwei direkte Verbindungen sowie zahlreiche indirekte Verbindungen zur Lunge.

Es findet sich bei den meisten Vogelarten nur ein Ostium im Halsluftsack, im hinteren Brustluftsack und im Bauchluftsack. Im Schlüsselbeinluftsack und im vorderen Brustluftsack finden sich meist zwei Ostia (MCLELLAND, 1989).

Die Wand der Luftsäcke ist passiv dehnbar. Sie besteht aus Bindegewebe, daß elastische Elemente und glatte Muskelfasern enthält. Zum Teil sind die Luftsäcke mit ihrer Umgebung, den Organen, der Muskulatur verwachsen, zum Teil sind sie zur Pneumatisierung des Knochens in Skelettelemente eingebaut, zum Teil sind sie von Serosa überzogen. Die Blutversorgung ist gering (VOLLMERHAUS und SINOWATZ, 1992).

2.5.2 Drüsenmagen, Muskelmagen

Der Drüsenmagen, Pars glandularis oder auch Proventriculus genannt, liegt zusammen mit der ihm links benachbarten Milz im Eingeweidebauchfellsack. Er schmiegt sich der Facies parietalis der Leber an. Sein kranialer Anteil wird von den beiden hinteren Brustluftsäcken, sein kaudaler Anteil von dem linken Bauchluftsack indirekt umhüllt. Der Muskelmagen, Pars muscularis oder auch Ventriculus genannt, grenzt mit seiner rechten Seite an den Eingeweidebauchfellsack, mit seiner linken an den linken ventralen Leberbauchfellsack. Er ist nur auf begrenzten Arealen vom Bauchfell überzogen, während ein großer Bereich vom linken Bauchluftsack bedeckt wird, in den er sich vorstülpt. Zum Teil verklebt er linksseitig bindegewebig mit der Bauchwand, weshalb seine Lage als retroperitoneal beschrieben wird (VOLLMERHAUS und SINOWATZ, 1992).

2.5.3 Darm

Der Dünndarm der Vögel, Intestinum tenue, besteht aus dem Duodenum und Jejunioilium. Für eine Unterteilung in Jejunum und Ileum gibt es keine morphologische Rechtfertigung. Daher wird im folgendem vom Jejunioileum gesprochen.

Das Duodenum bildet eine U-förmige Schleife (Ansa duodenalis) im linken dorsalen Quadranten der Eingeweidebauchfellohle: es beginnt am Pylorus, zieht zum Becken (Pars descendens) und kehrt zurück auf Höhe des Pylorus (Pars ascendens), um dann hinter die Leber zu laufen.

Das Jejunioilium bildet den längsten Darmabschnitt. Es ist bei den verschiedenen Vogelarten in sehr variabler Weise in Schlingen gelegt.

Der Dickdarm der Vögel, Intestinum crassum, besteht aus dem, bei den meisten Vogelarten paarig ausgebildeten, Blinddarm und dem stets kurzen Rektum. Bei Papageien fehlt ein Blinddarm. Das kurze, geradlinig verlaufende Rektum verbindet das Ileum mit der Kloake. Es zieht auf kürzestem Wege von der Ebene des kranialen Nierenpols zur Kloake (VOLLMERHAUS und SINOWATZ, 1992).

2.5.4 Bauchspeicheldrüse

Die Bauchspeicheldrüse, Pancreas, liegt zwischen den beiden Schenkeln des Duodenums. Es sind drei Lappen ausgebildet, die mehr oder weniger deutlich voneinander getrennt sind: ein Dorsallappen (Lobus pancreatis dorsalis), ein Ventrallappen (Lobus pancreatis ventralis) und ein Milzlappen (Lobus pancreatis lienalis). Der Dorsallappen folgt der Pars descendens duodeni, der Ventrallappen der Pars ascendens duodeni. Der Milzlappen kann mit dem Dorsallappen, seltener mit dem Ventrallappen verbunden sein oder er tritt isoliert auf.

Das Pancreas ist meist blassgelb bis zartrosa gefärbt (VOLLMERHAUS und SINOWATZ, 1992).

2.5.5 Leber

Die Leber liegt im peritonealen Abschnitt des Rumpfzöloms in den Leberbauchfellsäcken: Den zwei Cava peritoneaei hepatis ventralia, die bei weitem die größten sind, und den zwei Cava peritoneaei hepatis dorsalia, bei denen gelegentlich nur die rechte als geschlossene Höhle vorzufinden ist, während die linke mit dem Eingeweidebauchfellsack in Verbindung steht (VOLLMERHAUS, 1992).

Die Leber berührt großflächig das Sternum und die Rippen, die kranioventralen Abschnitte umgeben den Herzbeutel, dorsal berührt die Leber die Lunge, linksseitig Drüsen-, Muskelmagen und Milz, rechtsseitig kraniale Abschnitte des Duodenums.

Die Gliederung der Leber ist durch eine flache vordere und eine tiefe hintere Einziehung in zwei Lappen (Lobus hepatis dexter und sinister) möglich. Die Vena cava caudalis durchbohrt den rechten Leberlappen.

Die Leber der Vögel ist relativ groß, von rotbrauner bis hellbrauner Farbe.

Die Gallenblase, Vesica fellea, liegt der Viszeralfläche des rechten Leberlappens an und ist von Bauchfell überzogen. Bei einigen Tauben- und Papageienarten fehlt sie (VOLLMERHAUS und SINOWATZ, 1992).

2.5.6 Niere und Harnleiter

Die Niere der meisten Vögel gliedert sich in drei Abschnitte, die durch Brücken miteinander verbunden sind: Divisio renalis cranialis, media und caudalis. Die Divisio media ist häufig die kleinste. Zwischen der kranialen und mittleren Abteilung verlaufen die Arteria und Vena iliaca externa, zwischen der mittleren und kaudalen Abteilung die Arteria und Vena ischiadica.

Die Nieren liegen in retroperitonealer Lage in Einbuchtungen am Symplicium und Ilium. Ventral werden sie mit Peritoneum des Eingeweidebauchfellsackes überzogen und vom Bauchluftsack umhüllt. Kranial kommen sie mit den Gonaden und den Nebennieren in Berührung, kaudal mit Abschnitten des Verdauungstraktes und dem Eileiter.

Die Farbe wechselt je nach Blutgehalt von rosarot zu dunkelrot.

Der Harnleiter verläuft als Pars renalis ureteris noch verborgen im medialen Drittel der Divisio cranialis et media der Niere und tritt erst an der Divisio caudalis an deren medialen Rand. Der dann sichtbare Abschnitt des Harnleiters, Pars pelvica ureteris, verläuft medial des Samenleiters bzw. dorsal des Eileiters retroperitoneal zur Dorsalwand der Kloake (WAIBL und SINOWATZ, 1992).

2.5.7 Nebenniere

Die Nebenniere, Glandula adrenalis, liegt als paariges Organ beiderseits der Aorta descendens. Medial steht sie in Kontakt mit der Divisio renalis cranialis, lateral mit den

Gonaden und kranial steht sie in enger Lagebeziehung zu den Lungen. Die linke Nebenniere wird bei weiblichen Tieren mit in den Hilus ovarii eingeschlossen. Die Form der Nebenniere variiert bei den verschiedenen Arten aber auch individuell. Sie ist von gelb, rötlich-gelb oder gelb-brauner Farbe (SINOWATZ und FREWEIN, 1992).

2.5.8 Milz

Die Milz befindet sich medial zwischen Drüsen- und Muskelmagen an dessen Facies visceralis hepatis. Beim Huhn sind in wenigen Fällen eine oder mehrere akzessorische Nebenmilzen beschrieben (WAIBL und SINOWATZ, 1992). Solche Nebenmilzen können auch bei Psittaziden vorgefunden werden (persönliche Mitteilung, CROSTA, 2004).

Die Farbe der Milz ist braun- bis kirschrot (WAIBL und SINOWATZ, 1992).

2.6 Andere Verfahren zur Geschlechtsbestimmung

2.6.1 Genetische Geschlechtsbestimmung durch DNA-Analyse aus einer Blut- oder Federprobe

Die rasanten Fortschritte auf dem Gebiet der Molekularbiologie machen es heute möglich, das Geschlecht von Vögeln ohne erkennbaren Dimorphismus mittels einer kleinen Blutprobe oder Federprobe zu analysieren (HOFFMANN, 2006, CIEMBOR et al., 1999).

Die am häufigsten angewandte Methode ist die PCR (Polymerase-Kettenreaktion) (nicht veröffentlichte Daten, M. BÜRKLE, 2006).

Je nach Labor werden Federn oder Blut zur Untersuchung benötigt. Werden Federn eingesandt, so ist es vorteilhaft Federn mit Blutkeil zu entnehmen. Für die Untersuchung von Blut genügen wenige Tropfen, so daß die Punktion einer Vene nicht unbedingt notwendig ist. Einige Tropfen Blut, die beim Kürzen einer Kralle gewonnen werden können, genügen (nicht veröffentlichte Daten, M. BÜRKLE, 2006). Steril

gewonnenes Blut ist jedoch den anderen Möglichkeiten vorzuziehen (HOFFMANN, 2006). Die größte Gefahr einer DNA-Analyse besteht in einer möglichen Kontamination der Probe. Wird z.B. die Feder eines männlichen Tieres mit Federstaub oder Blut eines weiblichen Tieres kontaminiert, so wird die DNA-Analyse fälschlicher Weise ergeben, daß es sich bei dem untersuchten Tier um eine Henne handelt (CIEMBOR et al., 1999). Die gleiche Gefahr besteht auch bei einer nicht sterilen Blutentnahme in Form des sogenannten „Nail clipping“, wenn die Zehe des Tiere mit Fremd-DNA kontaminiert ist.

Für den Einsatz der DNA-Analyse mittels PCR ist eine Überprüfung der Methode an mehreren Referenzvögeln der jeweiligen Art mit bekanntem Geschlecht notwendig, da die zu verwendenden Restriktionsenzyme nicht bei jeder Art herangezogen werden können. Eine exakte Bezeichnung der Vogelart (deutscher und wissenschaftlicher Name) ist daher für die Untersuchung zwingend notwendig (HOFFMANN, 2006).

In einer Studie wurde die Verlässlichkeit einer DNA-Analyse mit der endoskopischen Geschlechtsbestimmung verglichen. Es wurden ferner makroskopische Befunde der Geschlechtsorgane und auch anderer Organe erfasst, um eine Idee zu bekommen, wie viele Veränderungen bei einer DNA-Analyse übersehen worden wären. Insgesamt wurden 400 Psittaziden untersucht. Vier Prozent der Tiere wurden anhand der Feder-Analyse inkorrekterweise als Hennen identifiziert, während sie bei einer Blut-Analyse (gewonnen durch Venenpunktion!) und endoskopischen Geschlechtsbestimmung als Hähne erkannt wurden. Ferner wurden bei nahezu 15% der Psittaziden Veränderungen an den Geschlechtsorganen oder an anderen Organen festgestellt, die einen Einfluß auf das Reproduktionsvermögen der Tiere haben können. Bei einer alleinigen DNA-Analyse wären diese Veränderungen nicht erkannt worden (CIEMBOR et al., 1999).

Bei der DNA-Analyse zur Geschlechtsbestimmung handelt es sich um ein nicht invasives Verfahren. Es ist keine Narkose und auch kein chirurgischer Eingriff notwendig. Im Gegensatz zur endoskopischen Geschlechtsbestimmung werden nur Informationen über das Geschlecht erhalten. Es ist keine Aussage über den Zustand der Geschlechtsorgane oder auch anderer Organe möglich (nicht veröffentlichte Daten, BÜRKLE, 2006; CIEMBOR et al., 1999).

2.6.2 Zytogenetische Methode der Geschlechtsbestimmung aus einer Blut- oder Federprobe

Bei Vögeln sind die Weibchen heterogametisch (Z und W Chromosom) und die Männchen homogametisch (zwei Z Chromosome). Chromosomen können aus kultivierten Zellen gewonnen werden. Als Ausgangsmaterial kommen Lymphozyten aus dem peripheren Blut sowie Fibroblasten von bluthaltigen Federkielen in Frage. Meist werden Federkiele zur Untersuchung verwendet (CIEMBOR et al., 1999). Zum einen dauert die Anzucht der Zellen in Abhängigkeit von der Frische der Federpulpa nur wenige Stunden bis 3 Tage (HOFFMANN, 1972; DELHANTY, 1989), während bei Lymphozyten 70 Stunden benötigt werden (HERZOG, 1990). Zum anderen ist die Blutentnahme für den Vogel belastender als die Entnahme einer im Wachstum befindlichen Feder (PARKER et al., 1991).

Eine erfolgreiche Anwendung dieser Methode hängt neben adäquaten Laboreinrichtungen und Qualifikation des Untersuchers auch von der Vogelart ab. So gibt es keine Technik, die für alle Vogelspezies gleich gut anwendbar ist. Schwierigkeiten tauchen vor allem bei Psittaziden auf (PRUS und SCHMUTZ, 1987). Die Ursachen hierfür sind nicht klar. Es werden vor allem endogene Faktoren und nicht geeignete Kulturbedingungen diskutiert (HERZOG, 1990). Zudem ist es oft schwierig, geeignete Zellen zur Anzucht zu gewinnen, und es ist ein sehr zeitaufwendiges Verfahren (JOYNER, 1994).

Diese Methode der Geschlechtsbestimmung gilt als überholt und wird nicht mehr angewandt (SCHIERZ, 1998).

2.6.3 Hormonkonzentrationen zur Geschlechtsbestimmung aus einer Blut- oder Kotprobe

Die Messung von Östrogen- und Androgenkonzentrationen im Plasma oder Kot wurde zur Geschlechtsbestimmung bei monomorphen Vögeln angewandt. Es zeigte sich aber, daß die Konzentrationen mit dem Alter des Vogels und der sexuellen Aktivität der

Gonaden schwanken, wodurch eine Interpretation der Ergebnisse schwierig ist (JOYNER, 1994).

In einer Studie von BENDHEIM et al. (1991) wurde die Verlässlichkeit der Steroidkonzentrations-Bestimmung im Kot mit der endoskopischen Geschlechtsbestimmung verglichen. Es wurden 38 Psittaziden und 27 Straußenvögel untersucht. Fünf der Psittaziden konnten über die Kotuntersuchung keinem Geschlecht zugeordnet werden, sechs wurden dem falschen Geschlecht zugeordnet. Bei den Straußenvögeln hingegen konnten lediglich 3 Tiere keinem Geschlecht zugeordnet werden, und es gab keine falschen Ergebnisse.

Es zeigt sich, daß die Bestimmung der Steroidkonzentration aus dem Kot bei Psittaziden keine verlässliche Methode ist. Die Ursache für die schlechten Ergebnisse liegt in dem geringen Unterschied des Testosteronspiegels bei männlichen und weiblichen Psittaziden. Für eine Geschlechtsbestimmung bei Straußenvögeln wurden die Ergebnisse als ausreichend verlässlich erachtet (BENDHEIM et al., 1991).

3 Material und Methoden

3.1 Material

3.1.1 Untersuchte Vögel der Ordnung Psittaciformes

Im Zeitraum September 2004 bis Januar 2005 wurden insgesamt 340 klinisch gesund erscheinende Vögel der Ordnung Psittaciformes untersucht.

Bei allen Tieren handelt es sich um Nachzuchten aus dem Loro Parque, Teneriffa. Die Tiere befanden sich zum Untersuchungszeitpunkt in einem Alter zwischen sieben Wochen und neun Monaten.

3.1.2 Taxonomie

In Anlehnung an die Taxonomie nach ROWLEY und COLLAR (1997) wurden die Vögel in neun verschiedene Gruppen eingeordnet: Kakadus, Loris, Amazonen, Aras, Rotschwanzsittiche, südamerikanische Sittiche (exklusive Rotschwanzsittiche), südamerikanischen Papageien, Großsittiche und afrikanische Papageien (siehe Tabelle 1).

Die Ordnung Psittaciformes umfasst nach ROWLEY und COLLAR (1997) zwei Familien, die der Cacatuidae und die der Psittacidae.

Die Cacatuidae werden in drei Unterfamilien (Calyptorhynchinae, Cacatuinae und Nymphicinae) unterteilt. In dieser Arbeit wurden lediglich Vögel aus der Unterfamilie der **Cacatuinae** untersucht.

Die Familie der Psittacidae umfasst zwei Unterfamilien, die Lorinae und die Psittacinae. Bei den **Lorinae** wurden fünf Subspezies untersucht: Trichoglossus, Psitteuteles, Neopsittacus, Lorius und Eos.

Bei den Psittacinae erfolgt eine weitere Unterteilung in neun Tribi: Psittrichadini, Nestorini, Strigopini, Microsittini, Cyclopsittacini, Platycercini, Psittaculini, Psittacini und Arini. Untersucht wurden Vögel aus dem Tribus der Platycercini, Psittaculini, Psittacini und Arini.

Der Tribus der Arini wurde der Übersichtlichkeit wegen weiter in die Gruppe der **Amazonen**, **Aras** (inklusive der Gattungen Anodorhynchus, Diopsittaca und Propyrrhura), **Rotschwanzsittiche** (Pyrrhura), **südamerikanische Sittiche** (exklusive der Gattung Pyrrhura) und **südamerikanische Papageien** unterteilt.

Die Tribi Platycercini und Psittaculini (exklusive der Gattung Agapornis) sind zur Gruppe der **Großsittiche** zusammengefasst worden.

Die Agaporniden stellen zusammen mit der Gattung Psittacus und Poicephalus die Gruppe der **afrikanischen Papageien** dar.

Tabelle 1: Systematik der Ordnung Psittaciformes nach ROWLEY und COLLAR (1997) und Zahl der untersuchten Genera und Spezies.

Familie	Tribus	Genus / Zahl der Spezies je Genus	Zahl Spezies je Genus	untersuchter Vögel je Genus	Gruppe
Unterfamilie					
Cacatuidae		Probosciger / 1	0	0	
Calyptrorhynchinae		Calyptrorhynchus / 5	0	0	
		Callocephalon / 1	0	0	
Cacatuinae		Eolophus / 1	1	1	Kakadus
		Cacatua / 12	4	15	
Nymphicinae		Nymphicus / 1	1	0	
Psittacidae		12 Genera mit 53 Spezies; untersucht wurden Vögel der Genera:			
Loriinae		Trichoglossus / 7	5	13	Loris
		Psitteuteles / 3	1	2	
		Neopsittacus / 2	1	2	
		Lorius / 6	2	3	
		Eos / 6	1	1	

Fortsetzung Tabelle 1: Systematik der Ordnung Psittaciformes nach ROWLEY und COLLAR (1997) und Zahl der untersuchten Genera und Spezies.

Familie Unterfamilie	Tribus	Genus / Zahl der Spezies je Genus	Zahl Spezies je Genus	untersuchter Vögel je Genus	Gruppe
Psittacinae		75 Genera mit 279 Spezies; untersucht wurden Vögel der Genera:			
	Arini	Amazona / 29	11	54	Amazonen
	Arini	Ara / 8	7	45	Aras
		Anodorhynchus / 3	1	4	
		Diopsittaca / 1	1	7	
		Propyrrhura / 3	2	7	
	Arini	Pyrrhura / 18	10	61	Rotschwanz- sittiche
	Arini	Aratinga / 20	3	16	Süd- amerikanische Sittiche
		Brotogeris / 8	1	4	
		Cyanoliseus / 1	1	1	
		Enicognathus / 2	1	3	
		Guarouba / 1	1	4	
		Myiopsitta / 2	1	3	
	Arini	Deroptyus / 1	1	4	Süd- amerikanische Papageien
		Graydidascalus / 1	1	2	
		Pionites / 2	2	10	
		Pionopsitta / 7	1	1	
		Pionus / 7	2	3	
	Platycercini	Cyanoramphus / 5	2	12	Großsittiche
		Psephotus / 5	1	4	
	Psittaculini	Alisterus / 3	1	3	
		Psittacula / 1	1	6	
		Tanygnathus / 4	3	5	
	Psittacini	Poicephalus / 9	3	9	Afrikanische Papageien
		Psittacus / 1	1	22	
	Psittaculini	Agaponis / 9	1	13	
Summen		352	76	340	9

3.1.3 Narkotika und Instrumentarium für die Narkose

Für die Narkose wird ausschließlich Isofluran und Sauerstoff verwendet. Die Applikation erfolgt über eine Kopfkammer im halboffenen System. Als Kopfkammer dient eine abgeschnittene Plastikflasche. Um ein Entweichen der Gase in die Raumluft zu vermeiden, wird als Abdichtung zum Hals des Patienten ein abgeschnittener Latex-Einmalhandschuh verwendet.

3.1.4 Fußringe zur Identifizierung untersuchter Psittaziden

Alle Vögel im Loro Parque bekommen noch während der Aufzucht einen Fußring zur Identifizierung des Tieres und seiner Herkunft. Auf diesen Ringen befindet sich eine Buchstaben-Zahlenkombination: LPF – für **L**oro **P**arque **F**undación – kennzeichnet die Herkunft der Tiere, gefolgt vom Geburtsjahr z.B. 04 – für das Geburtsjahr 2004 - , einer individuellen Zahlenkombination, z.B. 124 sowie anschließend Angaben zur Größe des Ringes, z.B.060 für 6,0 mm. Dieser Ring befindet sich stets am rechten Fuß.

Nach der endoskopischen Geschlechtsbestimmung wird den Psittaziden ein weiterer Ring, ebenso bestehend aus einer individuellen Buchstaben-Zahlenkombination, zur Kennzeichnung des Geschlechtes angebracht. Männliche Tiere bekommen einen schwarzen Ring, weibliche einen goldfarbenen. Die Ringe zur Kennzeichnung der Geschlechter werden immer am linken Fuß angebracht.

3.1.5 Geräte für die Endoskopie und Datenerfassung

Für die endoskopische Untersuchung der Leibeshöhle wird ein starres, 11 cm langes Endoskop mit einem Durchmesser von 2,7 mm und einem Blickwinkel von 30° verwendet (Fa. Karl Storz GmbH, Tuttlingen, Deutschland, siehe Abbildung 1). Zur Beleuchtung dient eine 250 Watt-Kaltlichtquelle und ein Glasfaserkabel (Fa. Optitron srl, Milano, Italien).

Eine wesentliche Erleichterung der Arbeit besteht in der Möglichkeit, die Untersuchungen mit Hilfe einer Video-Kamera (Fa. Karl Storz GmbH, Tuttlingen, Deutschland, siehe Abbildung 2) auf einem Bildschirm wiederzugeben und sie mittels eines Video-Rekorders aufzunehmen, so daß ein Zurückgreifen auf jede einzelne Untersuchung stets möglich ist.

Die Desinfektion des Teleskops erfolgt mit Chlorhexidin und Wasser im Verhältnis 1:10.



Abbildung 1: Endoskop, Karl Storz.



Abbildung 2: Kamera, Karl Storz.

Das benötigte chirurgische Instrumentarium besteht aus einem Skalpell zur Inzision der Haut, einer anatomischen Pinzette oder wahlweise einer Mosquito-Klemme zur stumpfen Perforation der Muskulatur und einigen sterilen Tupfern.

3.1.6 Nährmedien und Reagenzien für die bakteriologische Untersuchung

Für die Entnahme eines Kloakenabstrichs werden sterile Wattetupfer (invasive sterile Eurotube^R collection swab, Rubi, España) verwendet. Die Anzucht und Differenzierung erfolgt auf Hammelblut-Agar (5 % Hammelblut-Agar, Columbia Bio Mérieux, Marcy l'Etoile, France) und Mac-Conkey-Agar (Mac-Conkey-Agar, Bio Mérieux, Marcy

l'Etoile, France). Die Bebrütung der Platten erfolgt bei 37 °C. Zur weiteren Differenzierung gram-negativer Bakterien bis zur Speziesdiagnose wird das API-10 Testsystem verwendet.

Zur Differenzierung einzelner, sich morphologisch ähnelnder gram-positiver Kolonien, wird der Katalase-Test eingesetzt.

3.1.7 Nährmedien für die mykologische Untersuchung

Die Probennahme für die mykologische Untersuchung erfolgt ebenfalls mit sterilen Wattetupfern (Invasibe sterile Eurotube^R collection swab. Rubi, España). Für die Anzucht wird ein Pilz-Agar (Albicans ID2 Bio Mérieux, Marcy l'Etoile, France) verwendet und die Platten gleichfalls bei 37 °C bebrütet.

3.2 Methoden

3.2.1 Erhebung und Dokumentation anamnestischer Daten

Vor der Untersuchung wird von jedem Tier mit Hilfe der Buchstaben-Zahlenkombination auf dem Fußring Art, Alter und Herkunft ermittelt. Die Daten werden unter einer laufenden Nummer in einer Excel-Tabelle erfasst.

3.2.2 Allgemeine klinische Untersuchung

Vor der Anästhesie wird bei jedem Vogel eine klinische Allgemeinuntersuchung durchgeführt, insbesondere, um ein erhöhtes Narkoserisiko zu erkennen und weitgehend auszuschließen.

Noch im Käfig findet eine adspektorische Untersuchung der Vögel statt. Es wird der Allgemeinzustand, die Atmung in Ruhe, das Verhalten, das Federkleid, die Körperhaltung sowie die Belastung der Extremitäten beurteilt.

Nach dem Herausfangen des Vogels werden der Ernährungszustand durch Palpation der Brustmuskulatur, das Federkleid, die Augen sowie alle Körperöffnungen (Nase, Schnabelhöhle, äußerer Gehörgang, Kloake) und deren Umgebung untersucht.

3.2.3 Vorbereitung, Einleitung und Überwachung der Narkose

Die endoskopische Untersuchung erfolgt - insbesondere zur Ruhigstellung der Patienten sowie zur Vermeidung einer aufregungsbedingten Schock- und Verletzungsgefahr - stets unter Allgemeinanästhesie.

Um ein Regurgitieren zu vermeiden, wird in Abhängigkeit der Vogelart und Größe, eine Fastenperiode von ein bis sechs Stunden eingehalten. Ein weiterer Vorteil, der durch die Nahrungskarenz erzielt wird, ist, daß der Magen-Darmtrakt zum Zeitpunkt der

Untersuchung weitgehend geleert ist und dadurch die Darmschlingen nicht die Sicht auf die Gonaden versperren.

Nach dem Herausfangen der Tiere wird die Narkose über die Kopfkammer mit 4 Vol. % Isofluran in 2 l/Minute Sauerstoff eingeleitet. Da es sich in der Regel um einen kurzen Eingriff handelt, wird auf eine Intubation der Patienten verzichtet und die Narkose über die Maske aufrechterhalten. Nach einer kurzen Einleitungsphase (60 bis 90 Sekunden) wird die Narkose, in Abhängigkeit von der jeweiligen Vogelart, mit 1,8 bis 2,5 Vol. % Isofluran in 1 l/Minute Sauerstoff fortgeführt.

Zur Erhaltung der Körpertemperatur liegen die Tiere für die Dauer des Eingriffes auf einem Heizkissen.

Die Bestimmung der Narkosetiefe erfolgt über verschiedene Reflexe:

Beurteilt wird zum einen der Zustand der Lidspalte. Bei ausreichender Narkosetiefe ist sie in der Regel geschlossen. Weitere Reflexe am Kopf können auf Grund der Maske nicht beurteilt werden. Bei der Lagerung der Tiere kann gleichzeitig der Nacken- und Beinmuskeltonus geprüft werden, der bei ausreichender Narkosetiefe nicht mehr vorhanden ist.

Zur Überwachung der Vitalfunktionen werden die Frequenz und Tiefe der Atmung durch Beobachtung der Brustmuskelbewegungen erfasst.

3.2.4 Lagerung der Psittaziden für die endoskopische Untersuchung

Alle 340 Psittaziden werden unabhängig von ihrer Körpergröße nach dem gleichen Schema endoskopisch untersucht.

Zur Endoskopie werden die Tiere in rechte Seitenlage verbracht. Die relaxierten Flügel werden dorsal gefaltet, indem der linke Flügel über den rechten und anschließend der rechte nochmals über den linken gezogen wird (siehe Abbildung 3). Bei Anwendung dieser Falttechnik ist zu beachten, daß durch die dorsale Faltung der Flügel die Atmung erschwert wird. Diese Technik sollte dementsprechend nicht bei Patienten angewendet werden, die während der Narkose eine irreguläre Atmung zeigen. In solchen Fällen werden die Flügel durch einen Assistenten fixiert. Erfahrungen aus der Klinik des Loro

Parque haben gezeigt, daß es hierbei artunterschiedliche Empfindlichkeiten gibt. Insbesondere bei den großen Aras (*Ara ararauna*, *Ara chloroptera*, *Ara glaucogularis*, *Ara macao*, *Ara rubrogenys*) ist eine irreguläre Atmung durch die Faltung der Flügel häufig zu beobachten (persönliche Mitteilung, L. CROSTA, 2004).



Abbildung 3: Faltung der Flügel am Beispiel eines Grünflügelaras (*Ara chloroptera*).

3.2.5 Zugang zur endoskopischen Untersuchung

Ein Zugang kaudal des Femurs, wie von TAYLOR (1994 b) beschrieben, wird dem kranialen Zugang vorgezogen. Das linke Bein wird dabei weit nach kranial gezogen und die Stelle aufgesucht, an der die Sehne des Musculus semimembranosus (Musculus flexor cruris media) die letzte Rippe kreuzt (siehe Abbildung 4).



Abbildung 4: Standardzugang für die endoskopische Untersuchung der Leibeshöhle, *Cacatua sulphurea sulphurea*.

Hinter der letzten Rippe, unterhalb der Sehne des Musculus semimembranosus, wird ein etwa zwei bis drei mm langer Schnitt in die Haut gesetzt. Es hat sich bewährt, die Haut vorher etwas nach kranial zu ziehen, so daß der Schnitt über der letzten Rippe gesetzt werden kann. Anschließend erfolgt eine stumpfe Perforation der dünnen Muskelschicht mit einer anatomischen Pinzette oder wahlweise einer Mosquito-Klemme. Gegebenfalls

kann der Zugang durch Spreizen der Klemme offengehalten werden, um mit dem Endoskop vorsichtig zwischen die Schenkel der Klemme eingehen zu können.

3.2.6 Methodik der Endoskopie

3.2.6.1 Endoskopische Untersuchung von Lunge und Luftsackmembranen

Bei richtig gewähltem Zugang befindet sich die Endoskopspitze nach dem Passieren der Muskulatur im kaudalen thorakalen Luftsack. Begrenzt wird das Gesichtsfeld rechts, gegen 2-3 Uhr, durch die abdominale Luftsackwand und links, gegen 9-10 Uhr, durch die kraniale thorakale Luftsackwand. Durch Richten des Endoskops nach kraniodorsal wird die rosafarbene Lunge mit ihrem großen Ostium, der Öffnung in den kaudalen thorakalen Luftsack, sichtbar (siehe Abbildung 5). Dieser Lungenzugang ermöglicht in Abhängigkeit von der Größe des zu untersuchenden Psittaziden eine retrograde Endoskopie der Lunge, vor allem der verzweigenden Bronchien (siehe Abbildung 6). Bei einer Erkrankung der Atmungsorgane sind außer der Lunge auch die zugänglichen Luftsackmembranen zu untersuchen, da diese häufig mit betroffen sein können.



Abbildung 5: Gesundes Lungengewebe, Ostium und Luftsackmembran.

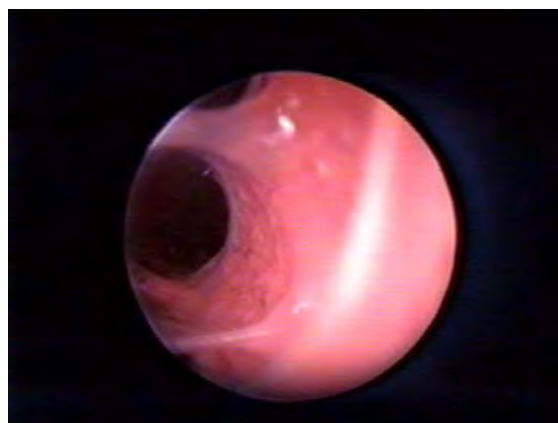


Abbildung 6 : Retrograde Bronchoskopie, sich verzweigende Bronchien werden sichtbar.

3.2.6.2 Endoskopische Untersuchung von Niere und Harnleiter

Vom kaudalen thorakalen Luftsack ausgehend wird das Endoskop nach medial gerichtet und die Luftsackwand, die infolge des Zusammenflusses der kaudalen thorakalen und abdominalen Luftsackwand entsteht, stumpf perforiert.

Die Nieren sind wegen ihrer roten Farbe leicht aufzufinden (siehe Abbildung 7). Sie liegen als paariges Organ ventral, innerhalb einer Vertiefung des Symsakrums. Die Grenze zwischen der Divisio cranialis und media der Niere wird durch die Arteria iliaca externa gebildet. Zwischen der Divisio media und caudalis verläuft die Arteria ischiadica. Der Ureter wird erstmals kranial der Divisio renalis media an dessen Ventralfläche sichtbar (siehe Abbildung 8). Er zieht oberhalb des Oviducts bzw. des Ductus deferens, im späteren Verlauf auch ventral vom Oviduct bzw. Ductus deferens, über die Divisio media und Divisio caudalis der Niere zur Kloake.

Es werden stets alle drei Anteile der Niere untersucht: Die Divisio cranialis, media, caudalis der Niere sowie der Ureter in seinem Gesamtverlauf.

Im Fall einer Nierenerkrankung sind die pathologischen Veränderungen meist diffus auf der gesamten Niere vorzufinden. Es können jedoch auch nur einzelne Bereiche betroffen sein, weshalb die Untersuchung der gesamten Niere von großer Bedeutung ist.

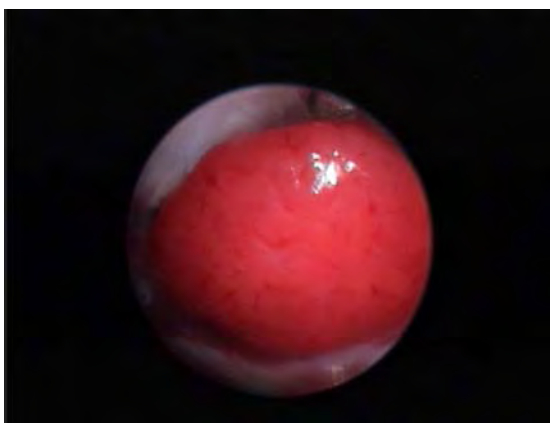


Abbildung 7: Gesunde Niere, Divisio renalis media.

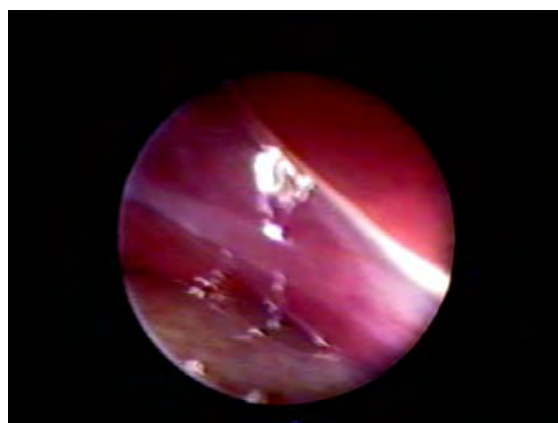


Abbildung 8: Der Ureter wird erstmals kranial der Divisio renalis media sichtbar und verläuft in der Regel zunächst dorsal des Ductus deferens.

3.2.6.3 Endoskopische Untersuchung der Nebenniere

Ausgehend von der Divisio renalis cranialis ist die Nebenniere leicht aufzufinden. Sie liegt als paariges Organ ventral der Divisio renalis cranialis, häufig stark von der Gonade überlagert. Die Nebenniere ist blassrosafarben, von dreieckiger Gestalt und meist stark vaskularisiert (siehe Abbildung 9 und 10).



Abbildung 9: Ventral der Divisio renalis cranialis, kranial des Testis, liegt die Nebenniere.



Abbildung 10: Ventral der Divisio renalis cranialis, vom Ovar überlagert, liegt die Nebenniere

3.2.6.4 Endoskopische Untersuchung der Gonaden

Der Hoden der linken Seite ist ventral der Divisio renalis cranialis aufzufinden, steht bei juvenilen Psittaziden jedoch nicht immer im direkten Kontakt zur Niere. Der kraniale Pol des Hodens liegt auf der Nebenniere beziehungsweise schließt sich ihr kaudal an, der kaudale Pol liegt auf der Vena cava caudalis. Der rechte Hoden ist in Folge der Wahl eines Zugangs von der linken Seite nicht immer auffindbar. Häufig ist er jedoch hinter der Luftsackmembran erkennbar. Seine anatomische Lage entspricht derjenigen des linken Hodens.

Das linke Ovar ist bei Hennen ebenso ventral der Divisio renalis cranialis zu finden und steht bei juvenilen Psittaziden ebenso nicht immer im direkten Kontakt zu dieser. Ihr kranialer Pol bedeckt die Nebenniere je nach Größe zum Teil vollständig.

Hinter der Luftsackwand kann bei manchen juvenilen Psittaziden ein Rudiment des rechten Ovars zu erkennen sein.

Um die anschließende vergleichende Untersuchung zu vereinfachen und um eine sichere Geschlechtsdiagnose stellen zu können, werden bei allen Psittaziden die gleichen Strukturen der Geschlechtsorgane beurteilt. So wird zusätzlich zur Gonade stets auch der Eileiter bzw. Samenleiter dargestellt und das Vorhandensein eines Ligamentum oviductus überprüft.

Bei den Gonaden wird Größe, Form, Oberflächenstruktur, Pigmentation und Lage im Vergleich zu anderen Organen erfasst, bei Ovarien außerdem das Vorhandensein von Funktionsgebilden, am Hoden der Vaskularisierungsgrad. Es wird stets auch versucht, die Gonade der rechten Seite darzustellen.

Die Größe der Hoden wird im Vergleich zur Größe der Nebenniere beurteilt. Da die Nebenniere bei Hennen zumeist sehr stark von Ovargewebe überlagert ist, kann hier ein Größenvergleich nicht stattfinden. Es wird erfasst, wie stark das Ovar die Nebenniere bedeckt und unterteilt in: zum Teil, nahezu vollständig oder vollständig verdeckt. Eileiterband, Eileiter und Samenleiter werden auf Darstellbarkeit, Durchmesser und Verlauf untersucht. Der Durchmesser wird in Relation zum Durchmesser der Harnröhre beurteilt.

3.2.6.5 Endoskopische Untersuchung des restlichen Abdomens

Ventral der Niere und Nebenniere befinden sich Darmschlingen. Richtet man das Endoskop weiter nach kranioventral, werden der Muskelmagen sowie Anteile des Drüsenmagens und der Leber sichtbar. Durch Richten des Endoskops nach kaudoventral ist in einigen Fällen die Milz zu erkennen (siehe Abbildung 11).

Drüsenmagen und Leber finden sich nicht nur ventral im abdominalen Luftsack. Durch Zurückziehen des Endoskops in den kaudalen thorakalen Luftsack werden hier, wiederum ventral, weitere Anteile des Drüsenmagens und der Leber gesehen (siehe Abbildung 12).



Abbildung 11: Darmschlingen und Milz
(ventral im Bild).

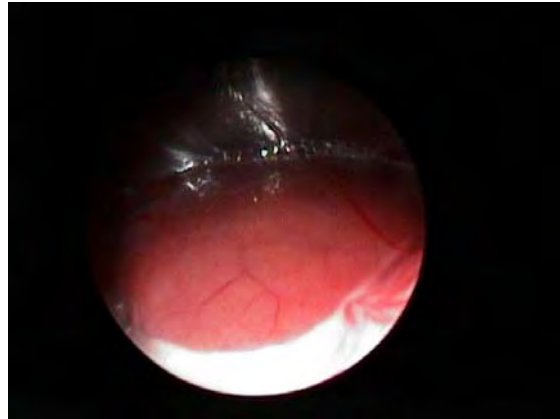


Abbildung 12: Leber

3.2.6.6 Endoskopische Untersuchung der Strukturen im kranialen thorakalen Luftsack

Vom kaudalen thorakalen Luftsack ausgehend wird das Endoskop nach lateral, gegen 9–10 Uhr gerichtet und die Luftsackwand, die infolge des Zusammenflusses der kaudalen thorakalen und kranialen thorakalen Luftsackwand entsteht, stumpf perforiert. Nach Perforation der kranialen thorakalen Luftsackwand wird das schlagende Herz sichtbar. Führt man das Endoskop vorsichtig am Herzen nach kranial vorbei, so können Anteile des Ösophagus und der Trachea gesichtet werden. Hierzu bedarf es allerdings eines gewissen Maßes an Übung.

3.2.7 Postnarkotische Überwachung

Nach dem Eingriff werden die Tiere in ihre Käfige zurückgesetzt und 24 Stunden postoperativ kontrolliert.

Sobald sich die Tiere von der Narkose erholt haben, wird Ihnen wieder Futter und Wasser zur Verfügung gestellt.

Sofern keine Komplikationen auftreten, sind keine weiteren postoperativen Maßnahmen notwendig.

3.2.8 Bakteriologische Untersuchungen

Jedem Vogel wird noch während der Narkose mit einem sterilen Wattetupfer (Invasibe sterile Eurotube^R collection swab, Rubi, España) ein Kloakenabstrich entnommen und dieser innerhalb von maximal 60 Minuten weiterverarbeitet.

Die Tupfer werden zur bakteriologischen Untersuchung auf Hammelblut-Agar (5 % Hammelblut-Agar, Columbia Bio Mérieux, Marcy l'Etoile, France) und Mac-Conkey-Agar (Mac-Conkey-Agar, Bio Mérieux, Marcy l'Etoile, France) ausgestrichen. Die Bebrütung erfolgt bei 37 °C. Nach 24 und 48 Stunden wird die Keimvermehrung auf den Platten ausgewertet.

Die beimpften Hammelblut- und Mac-Conkey-Agar-Platten werden stets parallel untersucht und beurteilt.

Quantitative Beurteilung:

Die Bakterienvermehrung wird quantitativ in „wenig“ und + bis +++ eingeteilt. Wird nur eine geringe Vermehrung, d.h. werden nur vereinzelt Kolonien vorgefunden, so wird dies mit „wenig“ bezeichnet. Ein + entspricht einer Vermehrung auf einem Drittel der Platte, ++ auf zwei Drittel der Platte und +++ einer Vermehrung auf der gesamten Platte.

Qualitative Beurteilung:

Eine Differenzierung in Gram-positive und Gram-negative Bakterien erfolgt zunächst durch die vergleichende Untersuchung der Blut- und Mac-Conkey-Agar-Platten. Während sich auf dem Blut-Agar sowohl Gram-positive wie auch Gram-negative Keime vermehren können, wird auf dem Mac-Conkey-Agar lediglich die Vermehrung der Gram-negativen Keime begünstigt. Eine Bestätigung kann mittels Gram-Färbung erfolgen (KRÜGER, 2002).

Einteilung der isolierten Gram-positiven Bakterien:

1. *Micrococcaceae*: Die Kolonien der Gruppe der *Micrococcaceae* sind nach ein- bis zweitägiger Bebrütung der Platte mittelgroß und weiß bis leicht gelblich pigmentiert. In der Regel ist keine Hämolyse erkennbar. Im Gegensatz zu Streptokokken sind sie Katalase positiv.
2. *Streptococcus spp.*: Zu den Streptokokken werden kleine, meist pigmentlose Kolonien mit α -, β - oder γ -Hämolyse gezählt.
3. *Lactobacillus spp.*: Laktobazillen bilden kleinste, pigmentlose Kolonien mit β - oder γ -Hämolyse. Eine Abgrenzung zu den Corynebakterien erfolgt mittels Katalasetest.
4. *Corynebacterium spp.*: Corynebakterien bilden ebenfalls kleinste, pigmentlose Kolonien, in der Regel mit γ -Hämolyse, die im Gegensatz zu Laktobazillen Katalase positiv reagieren.
5. *Bacillus spp.*: Als Bazillen werden größere, milchige Kolonien erachtet. In der Regel handelt es sich um Kontaminanten.
6. *Proteus spp.*: *Proteus* ist als beweglicher Keim gut zu identifizieren: Er überzieht wellenförmig die gesamte Platte, was zum Phänomen des sogenannten "Schwärmens" führt. Die Kolonien besitzen einen metallischen Glanz. Eine Identifizierung der darunter liegenden Keime ist meist nicht möglich.

Einteilung der isolierten Gram-negativen Bakterien:

1. *Escherichia coli*: Anhand seiner typischen Vermehrung auf Mac-Conkey-Agar ist eine Identifizierung meist möglich: Lactose positive, meist kraterförmig eingezogene Kolonien.
2. Andere Gram-negative Bakterien: Auch wenn hier zum Teil ebenfalls anhand der Morphologie eine Verdachtsdiagnose gestellt werden kann, erfolgt stets eine Bestätigung und Differenzierung bis zur Speziesdiagnose mit Hilfe des API-10-Testsystems. Die Durchführung erfolgt nach Anleitung des Herstellers.

3.2.9 Mykologische Untersuchungen

Von jedem Kloakenabstrich erfolgt ebenfalls eine mykologische Untersuchung. Die Tupfer werden hierzu auf einem Pilzagar (Albicans ID2 Bio Mérieux, Marcy l'Etoile, France) ausgestrichen. Nach 24, 48 und 72 Stunden Bebrütung bei 37 °C wird die Vermehrung auf den Platten beurteilt (GEDEK, 2002).

Eine quantitative Beurteilung erfolgt ebenso wie bei den Bakterien in „wenig“, +, ++ oder +++.

Qualitative Beurteilung:

Candida albicans: Die Kolonien sind auf den Albicans ID2 Bio Merieux-Platten anhand des Farbumschlages nach blau gut zu identifizieren.

Candida tropicalis: Diese Kolonien zeigen bei der Vermehrung auf den Albicans ID2 Bio Merieux-Platten einen Farbumschlag nach rosa und sind anhand der Färbung gut zu identifizieren.

Aspergillus spp.: Anhand ihrer typischen Vermehrung sind Schimmelpilze gut zu erkennen. Eine Speziesdifferenzierung kann mittels eines Tesafilm-Abklatschpräparates nativ oder nach Methylenblau Färbung mikroskopisch erfolgen.

3.2.10 Bestimmung der Körpermasse

Zur Bestimmung der Körpermasse werden die Tiere in eine Plastikschüssel gesetzt und mit einer kliniküblichen Küchenwaage gewogen. Die Daten der gemessenen Körpermassen sind in Tabelle 32 zu finden.

3.2.11 Messungen an den Extremitäten

Die verschiedenen Körpermaße sollen als Anhaltspunkte für die tatsächliche Größe der Vögel dienen, da die Körpermasse allein nicht als ausreichend erachtet worden ist.

Es sind verschiedene fixe Parameter (Länge und Durchmesser von Knochen) für einen tatsächlichen Größenvergleich wie auch instabile Parameter (Größe von Kopf bis Schwanzfeder, Flügelspannweite) zur Darstellung der Größenerscheinung gewählt worden.

Alle Parameter sind am narkotisierten Tier gemessen worden.

Die Körperlänge wurde bestimmt, indem die Tiere auf den Rücken gelegt werden und die Länge vom leicht gestreckten Kopf bis zur Spitze der längsten Schwanzfeder mit einem Metermaß gemessen worden ist.

Für die Bestimmung der Flügelspannweite sind beide Flügel ausgestreckt worden und die Spannweite ist jeweils von der Spitze der rechten bis zur linken 3. Handschwinge des auf dem Rücken liegenden Tieres gemessen worden (siehe Abbildung 13).

Alle Messungen der Knochen erfolgten mit Hilfe einer Schieblehre unter Ausübung leichten Druckes. Die Länge des Tibiotarsus wurde gemessen, indem dieser Knochen in die linke Hand genommen, zwischen Daumen und Zeigefinger fixiert und mit der rechten Hand mittels einer Schieblehre die Messung angesetzt wurde (siehe Abbildung 14). Der Durchmesser des Tarsometatarsus wurde von latero-lateral gemessen (siehe Abbildung 15). Für die Längenbestimmung der Ulna wurde der Flügel ausgestreckt und die Schieblehre zwischen der Extremitas proximalis und dem Condylus ventralis angelegt (siehe Abbildung 16).

Die Daten der gemessenen Längen sind in Tabelle 32 und 33 zu finden.



Abbildung 13: Messung der Flügelspannweite, *Amazona ochrocephala xantholaema*.



Abbildung 14: Messung der Länge des Tibiotarsus, *Amazona ochrocephala xantholaema*.



Abbildung 15: Messung des Durchmessers des Tarsometatarsus, *Amazona ochrocephala xantholaema*.

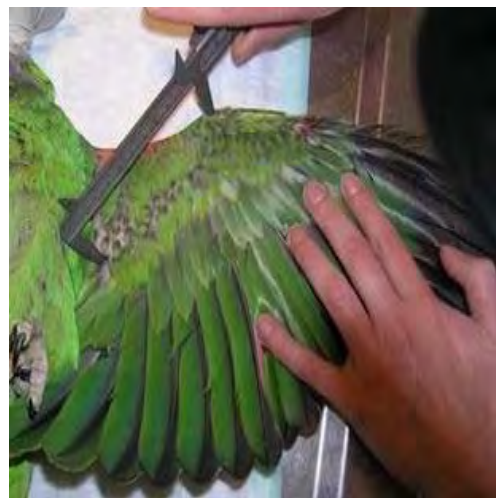


Abbildung 16: Messung der Länge der Ulna, *Amazona ochrocephala xantholaema*.

3.2.12 Kriterien für die Beurteilung „Gesund und Abgabefähig“

Zur Beurteilung des Gesundheitszustandes wurden die allgemeine klinische Untersuchung, die makroskopischen Befunde an den inneren Organen, die Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchung und die Entwicklung der juvenilen Psittaziden (beurteilt anhand der gemessenen morphometrischen Daten) herangezogen.

Sofern keine besonderen Befunde in der klinischen Untersuchung erhoben werden konnten, in der Endoskopie keine Hinweise auf krankhafte Veränderungen vorlagen und diese Erkenntnisse durch die mikrobiologische Untersuchung sowie die morphometrischen Daten gestützt wurden, wurden die Psittaziden für gesund erachtet und zum Verkauf oder zum Einsatz in die eigene Zucht freigegeben.

4 Ergebnisse

4.1 Klinische Befunde

334 der 340 in die Auswertung aufgenommenen jungen Psittaziden waren zum Zeitpunkt der endoskopischen Untersuchung klinisch unauffällig.

Bei einer *Amazona ochrocephala xantholaema* wurde eine Fraktur des rechten Tibiotarsus festgestellt. Die Fraktur wurde chirurgisch versorgt und das Tier nach Genesung endoskopierte.

Einem *Cyanoramphus novaezelandiae novaezelandiae* wurde zu einem früheren Zeitpunkt der linke Flügel nach Verletzungen durch einen Artgenossen amputiert. Zum Zeitpunkt der Endoskopie befand sich das Tier wieder in einem guten Allgemeinzustand.

Zwei Tiere, ein *Pionites leucogaster leucogaster* und ein *Trichoglossus haematodus capistratus* wiesen Gefiederschäden an Brust und Kopf auf. Da weder ein erhöhtes Narkoserisiko zu befürchten war, noch Auswirkungen auf die Untersuchungsparameter anzunehmen waren, wurden die Tiere dennoch endoskopisch untersucht.

Bei einem *Psittacus erithacus timneh* wurde eine diagnostische Endoskopie infolge Dyspnoe durchgeführt. Im Zuge der Endoskopie erfolgte gleichzeitig eine Geschlechtsbestimmung.

Eine *Pionopsitta pileata* wurde aufgrund einer chronischen Sinusitis mit Amikazin behandelt. Trotz subkutaner Infusionstherapie zeigte das Tier Polyurie. Es erfolgte eine diagnostische Endoskopie bei der gleichzeitig das Geschlecht bestimmt wurde.

4.2 Einleitung, Verlauf und Komplikationen während der Narkose

Die Einleitung der Narkose erfolgte über die Maske mit 4 Vol. % Isofluran in 2 l/Minute Sauerstoff. Eine ausreichende Narkosetiefe wurde nach knapp einer Minute erreicht, anschließend wurde die Narkose mit 1,8 – 2,5 Vol. % Isofluran in 1 l/Minute Sauerstoff fortgeführt.

Die Narkosetiefe wurde für ausreichend erachtet, sobald die Lidspalte geschlossen war sowie Nacken- und Beinmuskeltonus nicht mehr vorhanden waren.

Der Eingriff dauerte von der Einleitung der Narkose bis zum Zurücksetzen der Tiere in ihre Käfige etwa 5 Minuten. Wurden besondere Befunde erhoben oder Biopsien entnommen, dauerte der Eingriff entsprechend deutlich länger.

Komplikationen während der Narkose traten bei keinem der 340 endoskopierte Psittaziden auf.

Nach Ende einer endoskopischen Untersuchung, bei der keine weiteren Eingriffe vorgenommen wurden, haben sich die Psittaziden nach etwa 5,5 Minuten von der Narkose erholt. Für die Dauer der Erholung wurde der Zeitraum, vom Ausschalten der Narkose bis die Psittaziden wieder aus eigener Kraft auf der Stange sitzen können, bestimmt. Alle Patienten erholten sich problemlos von der Narkose.

Die Psittaziden wurden nach der Endoskopie 24 Stunden zur weiteren Beobachtung in der Klinik behalten, bevor sie dann in die Baby-Station oder zurück zur Zuchtstation in La Vera gebracht wurden. Keiner der 340 untersuchten Psittaziden zeigte in diesem Zeitraum Auffälligkeiten.

4.3 Verlauf und Komplikationen während der endoskopischen Untersuchung

Komplikationen, die auftreten können, sind vor allem, daß die Sicht durch das Endoskop behindert wird, indem sich ein Film vor die Linse des Endoskops legt. Dabei kann es sich um Blut (häufig bei adipösen Tieren infolge einer vermehrten Durchblutung) oder auch um seröses Sekret (z.B. im Falle einer Aerosacculitis) handeln. Indem mit der Endoskopspitze vorsichtig auf eine Organoberfläche (z.B. Darm, Niere) getippt wird, kann versucht werden, den Film von der Linse zu entfernen. Gelingt dies nicht, so wird das Endoskop aus der Leibeshöhle entfernt und die Linse mit einem sterilen Tupfer gesäubert.

In zwei Fällen waren die Blutungen so stark, daß ein Einsehen der Organe nicht möglich war und die endoskopische Untersuchung unterbrochen werden musste. Die

Tiere wurden unter Aufsicht gehalten. Beide erholten sich problemlos von der Narkose. Die Endoskopie wurde zu einem späteren Zeitpunkt wiederholt.

Vier der untersuchten juvenilen Psittaziden hatten eine milde Aerossaculitis, wodurch die Untersuchung infolge einer schlechteren Sicht erschwert wurde.

Bei keiner der 340 Untersuchungen kam es zur Perforation von inneren Organen.

Obwohl nach erfolgter Endoskopie kein Verschluss der Hautinzision mittels Naht erfolgte, traten bei keinem der untersuchten Psittaziden subkutane Emphyseme auf.

4.4 Anatomische Befunde an den Geschlechtsorganen

4.4.1 Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane

Psittaziden haben einen bohnen- bis zylinderförmigen, nicht dorso-ventral abgeflachten linken Hoden mit abgerundeten kranialen und kaudalen Polen. Der rechte Hoden ist in Folge der Wahl eines Zugangs von der linken Seite nicht immer auffindbar. Häufig ist er jedoch hinter der Luftsackmembran erkennbar. Er ist meist kleiner und eher von kugeliger Gestalt.

In der Regel sind die Hoden porzellanweiß oder blassrosafarben. Bei manchen Arten finden sich gehäuft völlig oder auch nur teilweise pigmentierte Gonaden.

Bei juvenilen Psittaziden entspricht die Größe des linken Hodens etwa der Länge der Nebenniere, die Nebenniere ist jedoch regelmäßig zwei- bis dreifach breiter.

Der Ductus deferens ist an seinem Ursprung in der Regel gut zu sehen. Ihn in seinem Verlauf darzustellen erweist sich jedoch häufig als schwierig. Er zeigt sich als feine, gläserne Struktur und ist bei juvenilen Hähnen im Vergleich zum Ureter zwei- bis dreimal schmaler.

4.4.2 Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane

Während bei geschlechtsreifen Hennen das Ovar durch die prominenten Follikel auf der Oberfläche leicht zu erkennen ist, kann eine Differenzierung von den Testes bei juvenilen Hennen schwierig sein. Bei sehr jungen Tieren finden sich keine Follikel, die Oberfläche ist glatt. Das Ovar ist von länglicher bis dreieckiger Gestalt, dorsoventral abgeflacht und läuft zur Nebenniere hin aus. Es ist porzellanweiß oder blassrosafarben, wobei auch die Oberfläche des Ovars wie die der Testis völlig oder auch nur zum Teil pigmentiert sein kann.

Das Ovar kann im frühen Entwicklungsstadium dem Fettgewebe ähneln. In der weiteren Entwicklung finden sich zunächst seichte Furchen, die durch die Gyri der Cortex entstehen. Im Verlauf der Entwicklung werden sie deutlicher. In diesem Stadium bekommt das Ovar ein hirnhähnliches Aussehen. Bei älteren, noch nicht geschlechtsreifen Hennen wird eine fein granuliert Oberfläche vorgefunden. Diese feinen „Granula“ stellen Frühstadien der Follikel dar.

In Einzelfällen kann hinter der Luftsackmembran ein Rudiment des rechten Ovars gesehen werden. Dieses ist entsprechend deutlich kleiner als das linke Ovar.

Im Gegensatz zum Samenleiter der männliche Tiere ist bei den Hennen der Eileiter in der Regel in seinem Verlauf gut darstellbar. Er ist zwei- bis fünffach breiter als der Ureter und zieht in der Regel zunächst ventral des Ureters über die Divisio renalis media. Auf Höhe der Divisio renalis caudalis überkreuzen sich die beiden Strukturen häufig, so daß der Eileiter dann dorsal des Harnleiters weiter zur Kloake zieht.

Der dorsale Abschnitt des Eileiterbandes ist regelmäßig als kräftiges, weißes Band sichtbar, das über die Divisio renalis cranialis zieht.

Eine gute Möglichkeit, um im Zweifelsfall ein Ovar von einem Testis unterscheiden zu können, ist es, eine Nahaufnahme der Gonade anzufertigen: Es wird mit der Endoskopspitze so nah wie möglich an die Oberfläche der Gonade herangegangen und das sich nun darstellende Bild betrachtet und beurteilt.

Im Fall eines Hodens werden feine Gefäße auf einer sonst völlig glatten Oberfläche gesehen (siehe Abbildung 17).

Im Falle eines Ovars stellen sich multiple, runde Aufhellungen dar, die als Frühstadien der Follikel zu interpretieren sind (siehe Abbildung 18).



Abbildung 17: Nahaufnahme eines Hodens. Auf der sonst glatten Oberfläche sind feine Gefäße erkennbar (*Ara ambigua*, 26 Wochen).

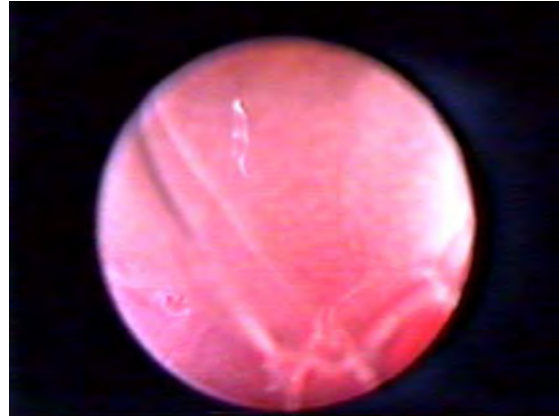


Abbildung 18: Nahaufnahme eines Eierstockes. Auf der Oberfläche sind multiple Aufhellungen erkennbar (*Amazona aestiva aestiva*, 18 Wochen).

4.4.3 Artunterschiede

4.4.3.1 Kakadus (Cacatuinae)

Tabelle 2: Wissenschaftliche und deutsche Namen der untersuchten Kakadus nach ROWLEY und COLLAR (1997).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Gattung	Unterfamilie	Familie
<i>Cacatua alba</i> Müller, 1776	Weißhaubenkakadu	Cacatua	Cacatuinae	Cacatuidae
<i>Cacatua galerita leonora</i> Finsch, 1876	Gelbhaubenkakadu	Cacatua	Cacatuinae	Cacatuidae
<i>Cacatua leadbeateri</i> Vigors, 1831	Inkakakadu	Cacatua	Cacatuinae	Cacatuidae
<i>Cacatua sulphurea citrinocristata</i> Fraser, 1844	Gelbwangenkakadu	Cacatua	Cacatuinae	Cacatuidae
<i>Cacatua sulphurea sulphurea</i> Gmelin, 1788	Gelbwangenkakadu	Cacatua	Cacatuinae	Cacatuidae
<i>Eolophus roseicapillus</i> Vieillot, 1817	Rosakakadu	Eolophus	Cacatuinae	Cacatuidae

Insgesamt wurden 16 zur Unterfamilie der Cacatuinae gehörende Papageien untersucht, davon 11 Männchen und fünf Weibchen.

Zum Zeitpunkt der Endoskopie befanden sich die Tiere in einem Alter zwischen 14 und 26 Wochen.

Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane der Kakadus

Acht der 11 untersuchten Hähne zeigen eine völlig schwarz pigmentierte Hodenoberfläche (siehe Abbildung 19). Bei einer *Cacatua leadbeateri* ist der kraniale Pol des Hodens pigmentiert, das kaudale Drittel jedoch nicht. Lediglich zwei der untersuchten Cacatuinae haben nicht pigmentierte, blassrosafarbene (*Cacatua leadbeateri*) bzw. porzellanweiße (*Eolophus roseicapillus*) Hoden. Eine Gefäßzeichnung auf der Oberfläche ist bei allen pigmentierten Hoden nicht sichtbar. Gefäße sind lediglich bei einem der beiden nicht pigmentierten Hoden erkennbar.

Bei einem Kakadu (*Cacatua leadbeateri*) konnten die Hoden beider Seiten mittels des üblichen Zugangs von der linken Seite dargestellt werden. Der rechte Hoden ist wesentlich kleiner und von kugeligem Gestalt.

Der Ductus deferens ist als sehr feine, weiße Struktur nur schwer zu sehen und lässt sich bei keinem der untersuchten Hähne in seinem gesamten Verlauf verfolgen.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 3 zusammengefasst.

Tabelle 3: Übersicht zu den morphologischen Befunde der männlichen Geschlechtsorgane bei *Cacatua* spp.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Cacatua alba</i> (n=1)	27	2x NN	Zylinderförmig	Pigmentiert	Keine Gefäße sichtbar	Nicht darstellbar
<i>Cacatua galerita eleonora</i> (n=3)	25 - 27	1-2x NN	Zylinderförmig	Pigmentiert	Keine Gefäße sichtbar	Nicht darstellbar
<i>Cacatua leadbeateri</i> (n=3)	14 - 25	0,75-1x NN	Zylinderförmig	1x zum Teil, 1x vollständig pigmentiert, 1x blassrosa	Keine oder vereinzelt Gefäße	Bei 1 von 3 darstellbar
<i>Cacatua sulphurea citrinocristata</i> (n=2)	23 - 26	1x NN	Zylinderförmig	Pigmentiert	Keine Gefäße sichtbar	Nicht darstellbar
<i>Cacatua sulphurea sulphurea</i> (n=1)	18	1x NN	Zylinderförmig	Pigmentiert	Keine Gefäße sichtbar	Nicht darstellbar
<i>Eolophus roseicapillus</i> (n=1)	17	1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Keine Gefäße sichtbar	Nicht darstellbar

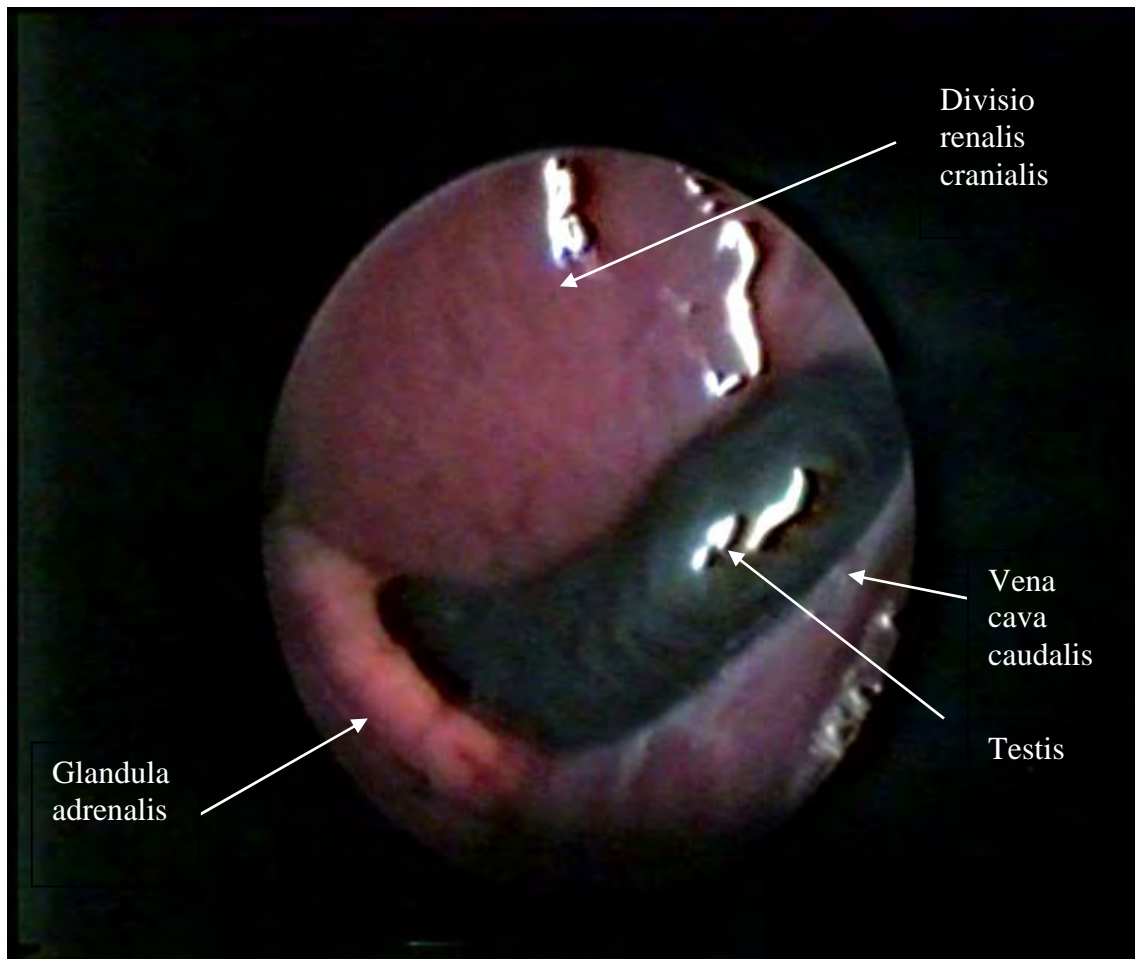


Abbildung 19: Typischer linker Hoden mit völlig pigmentierter Oberfläche eines Gelbwangenkakadus (*Cacatua sulphurea sulphurea*, 10 Wochen).

Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane der Kakadus

Zwei der fünf untersuchten Hennen, eine *Cacatua alba* und eine *Cacatua sulphurea sulphurea*, zeigen eine schwarz pigmentierte Ovaroberfläche. Bei den weiteren drei Kakadus ist das Ovar blassrosafarben (siehe Abbildung 20 und 21).

Die Ovarien der untersuchten Hennen zeigen ein sehr unterschiedliches Oberflächenbild: Bei dem jüngsten untersuchten Kakadu, der 14 Wochen alten *Cacatua leadbeateri*, zeigt sich das Ovar geleeartig, ohne daß weitere Strukturen erkennbar sind.

Bei den nächst älteren untersuchten *Cacatuinae*, eine 16 und eine 20 Wochen alte *Cacatua leadbeateri*, zeigen sich auf der Ovaroberfläche feine Furchen. Diese sind im Vergleich bei der 27 Wochen alten *Cacatua alba* deutlich stärker ausgeprägt.

Bei allen untersuchten Hennen zeigt sich das Eileiterband als kräftiges, weißes Band. Auch der Eileiter ist gut zu sehen und ist regelmäßig drei bis vier mal breiter als der Ureter.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 4 zusammengefasst.

Tabelle 4: Übersicht zu den morphologischen Befunden der weiblichen Geschlechtsorgane bei *Cacatua* spp.

Vogelart	Alter in Wochen	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form des linken Ovars	Farbe/Pigmentierung	Oberflächenstruktur	Lig. oviductus	Rudiment des rechten Ovars
<i>Cacatua alba</i> (n=1)	27	Zum Teil	Kommaförmig	Pigmentiert	Tiefe Furchen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Cacatua leadbeateri</i> (n=3)	14 - 20	Fast vollständig	Dreieckig	Blassrosa	Glatt bis feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Cacatua sulphurea sulphurea</i> (n=1)	15	Fast vollständig	Dreieckig	Pigmentiert	Feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar

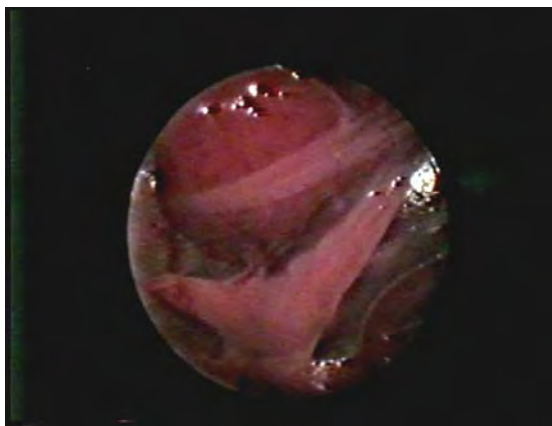


Abbildung 20: *Cacatua leadbeateri*, 20 Wochen, Ligamentum oviductus das über die Divisio renalis cranialis zieht. Ventral der Niere ist das linke Ovar zu sehen.

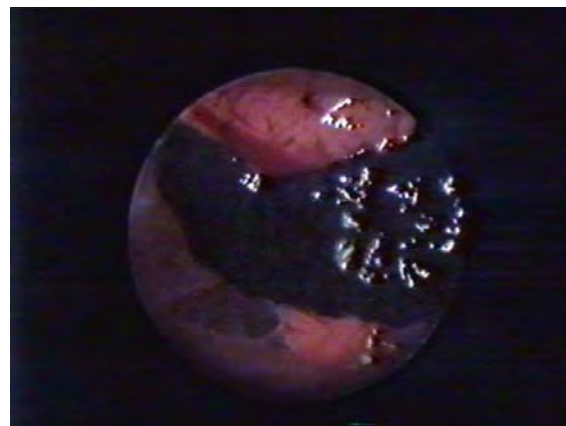


Abbildung 21: *Cacatua alba* (27 Wochen), linkes Ovar mit völlig pigmentierter Oberfläche, bedeckt die Nebenniere zum Teil.

4.4.3.2 Loris (Loriinae)

Tabelle 5: Wissenschaftliche und deutsche Namen der untersuchten Loris nach ROWLEY und COLLAR (1997).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Gattung	Unterfamilie	Familie
<i>Eos semilarvata</i> Bonaparte, 1850	Halbmaskenlori	Eos	Loriinae	Psittacidae
<i>Lorius domicella</i> Linnaeus, 1758	Erzlori	Lorius	Loriinae	Psittacidae
<i>Lorius garrulus morotaianus</i> van Bemmelen, 1940	Prachtlori	Lorius	Loriinae	Psittacidae
<i>Neopsittacus pullicauda</i> Hartert, 1896	Orangeschnabel-Berglori	Neopsittacus	Loriinae	Psittacidae
<i>Psitteuteles (Trichoglossus) goldiei</i> Sharpe, 1882	Veilchenlori	Psitteuteles	Loriinae	Psittacidae
<i>Trichoglossus chlorolepidotus</i> Kuhl, 1820	Schuppenlori	Trichoglossus	Loriinae	Psittacidae
<i>Trichoglossus flavovirides meyeri</i> Wallace, 1863	Celebeslori	Trichoglossus	Loriinae	Psittacidae
<i>Trichoglossus haematodus capistratus</i> Bechstein, 1811	Allfarblori	Trichoglossus	Loriinae	Psittacidae
<i>Trichoglossus haematodus mitchelli</i> Gray, 1859	Allfarblori	Trichoglossus	Loriinae	Psittacidae
<i>Trichoglossus haematodus moluccanus</i> Gmelin, 1788	Allfarblori	Trichoglossus	Loriinae	Psittacidae
<i>Trichoglossus haematodus rosenbergii</i> Schlegel, 1873	Allfarblori	Trichoglossus	Loriinae	Psittacidae
<i>Trichoglossus haematodus rubritorquis</i> Vigors & Horsfield, 1827	Allfarblori	Trichoglossus	Loriinae	Psittacidae
<i>Trichoglossus johnstoniae</i> Hartert, 1903	Mindanaolori	Trichoglossus	Loriinae	Psittacidae
<i>Trichoglossus ornatus</i> Linnaeus, 1758	Schmucklori	Trichoglossus	Loriinae	Psittacidae

Insgesamt wurden 21 zur Unterfamilie der Loriinae gehörende Papageien untersucht, davon neun Männchen und 12 Weibchen. Zum Zeitpunkt der Endoskopie befanden sich die Tiere in einem Alter zwischen acht und 28 Wochen.

Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane der Loriinae

Die Hoden der Loris sind mal rundlich, mal länglich. Die Pole sind regelmäßig abgerundet. Keiner der untersuchten Loris weist eine pigmentierte Hodenoberfläche auf. Die Farbe wechselt jedoch von porzellanweiß bis zu blassrosa. Die Gefäßzeichnung auf der Oberfläche ist unterschiedlich stark ausgeprägt und reicht von keinen sichtbaren Gefäßen bis zu einer sehr kräftigen Gefäßzeichnung (siehe Abbildung 22, 23 und 24).

Die Länge des linken Hodens schwankt von halb bis ebenso so lang wie die Nebenniere. Die Nebenniere ist jedoch regelmäßig doppelt so breit.

Bei einem untersuchten *Neopsittacus pullicauda* konnte nur der kaudale Pol des Hodens gesehen werden, da infolge der geringen Größe des Psittaziden die Bewegungsfreiheit des Untersuchers stark eingeschränkt ist.

Der Ductus deferens ist auch bei den Loris kaum zu sehen. Er zeigt sich als sehr feine, gläserne Struktur die sich nur schwer nach kaudal verfolgen lässt.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 6 zusammengefasst.

Tabelle 6: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane bei den untersuchten Loriinae.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Lorius domicella</i> (n=1)	16	1x NN	Zylinderförmig	Blassrosa	Deutliche Gefäßzeichnung	Nicht darstellbar
<i>Lorius garrulus morotaianus</i> (n=1)	14	1x NN	Zylinderförmig	Blassrosa	Vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Neopsittacus pullicauda</i> (n=1)	8	Nur caudaler Pol des Hodens zu sehen	Zylinderförmig (?)	Blassrosa	Keine Gefäße sichtbar	Nicht darstellbar

Fortsetzung Tabelle 6: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane bei den untersuchten Loriinae.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Psitteuteles goldei</i> (n=1)	16	0,5x NN	Rundlich	Porzellanweiß	Vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Trichoglossus</i> spp. (n=5)	10 - 22	0,5-1x NN	Rundlich-zylindrförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Keine- vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar

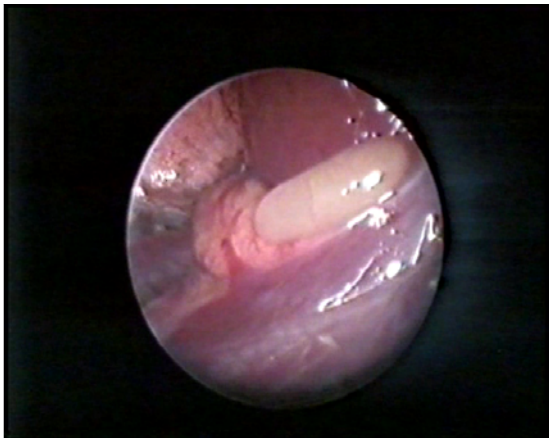


Abbildung 22: Linker Hoden eines *Trichoglossus haematodus capistratus* (14 Wochen).

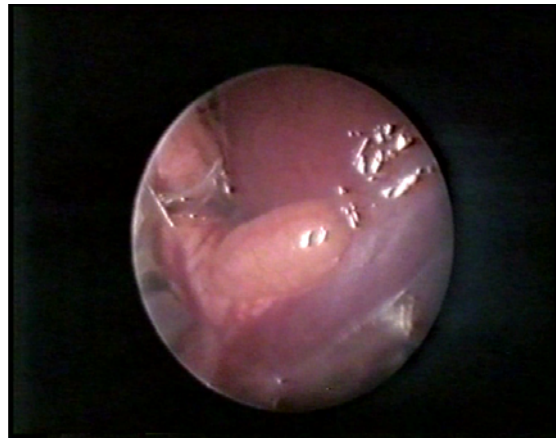


Abbildung 23: Linker Hoden eines *Trichoglossus haematodus moluccanus* (11 Wochen).

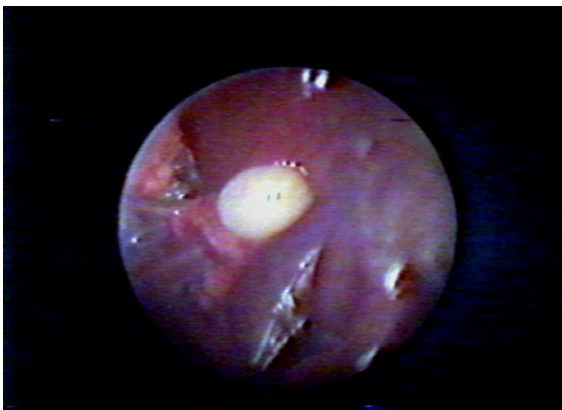


Abbildung 24: Rundlicher linker Hoden eines 16 Wochen alten *Psitteuteles goldei*.

Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane der Loriinae

Die Ovarien der untersuchten Hennen sind blassrosafarben mit Ausnahme eines *Trichoglossus johnstoniae*, dessen Ovar von gelblicher Farbe ist. Nur eine der 12 endoskopierte Loris, ein *Eos semilarvata*, hat eine an den Polen pigmentierte Ovaroberfläche.

Die Nebenniere wird meist nahezu vollständig vom Eierstock verdeckt.

Das Oberflächenbild der untersuchten Tiere wechselt von glatt, über feine Furchen, bis hin zu mittelkräftigen Rinnen. Zwei der endoskopierte Hennen, ein 17 Wochen alter *Trichoglossus chlorolepidotus* und ein 22 Wochen alter *Trichoglossus haematodus rubritorquis*, bilden bereits Follikel.

Bei einem *Trichoglossus haematodus mitchelli* konnte ein Rudiment des rechten Ovars dargestellt werden.

Das Eileiterband ist stets zu sehen. Es fällt jedoch auf, daß sechs der 11 untersuchten Hennen ein sehr dünnes, gläsernes Eileiterband haben (siehe Abbildung 25).

Der Oviduct ist darstellbar, meist ist er jedoch noch sehr schmal, so daß eine Querstreifung nicht zu erkennen ist. Eine Ausnahme hiervon stellen die beiden Hennen dar, bei denen bereits eine Follikelreifung zu beobachten ist. Ihr Oviduct ist ca. dreimal breiter als der Ureter und lässt eine deutliche Querstreifung erkennen (siehe Abbildung 26). Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 7 zusammengefasst.

Tabelle 7: Übersicht zu den morphologischen Befunden der weiblichen Geschlechtsorgane bei den untersuchten Loriinae.

Vogelart	Alter in Wochen	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form	Farbe/ Pigmentierung	Oberflächenstruktur	Lig. oviductus	Rudiment des rechten Ovars
<i>Eos semilarvata</i> (n=1)	28	fast vollständig	Dreieckig	Z.T. Pigmentiert	Mittelkräftige Rinnen	Schmal	Nicht sichtbar
<i>Lorius garrulus morotainus</i> (n=1)	14	fast vollständig	Dreieckig	Blassrosa	Feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Neopsittacus pulicauda</i> (n=1)	8	fast vollständig	Dreieckig	Blassrosa	Mittelkräftige Rinnen	Schmal	Nicht sichtbar
<i>Psitteuteles goldei</i> (n=1)	16	fast vollständig	Dreieckig	Blassrosa	Glatt	Schmal	Nicht sichtbar
<i>Trichoglossus</i> spp. (n= 8)	12 - 22	fast vollständig	Dreieckig (bis traubenförmig)	Blassrosa (bis gelblich)	Glatt bis Follikel	Schmal bis kräftig	Bei 1 der 8 sichtbar.



Abbildung 25: Sehr schmales Eileiterband eines 12 Wochen alten *Trichoglossus ornatus*.

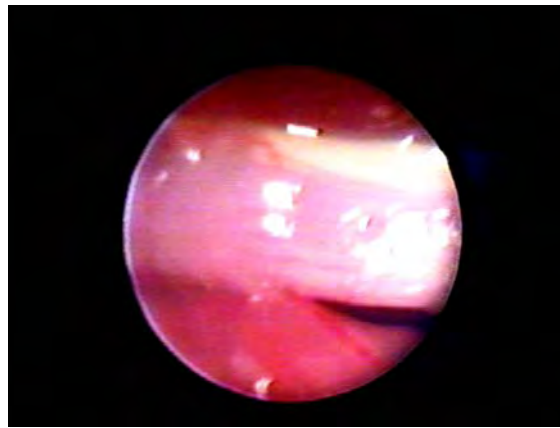


Abbildung 26: Oviduct mit deutlicher Querstreifung eines 22 Wochen alten *Trichoglossus haematodus rubritorquis*.

4.4.3.3 Amazonen (*Amazona* spp.)

Tabelle 8 : Wissenschaftliche und deutsche Namen der untersuchten Amazonen nach ROWLEY und COLLAR (1997).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Gattung	Unterfamilie	Familie
<i>Amazona aestiva aestiva</i> Linnaeus, 1758	Rotbugamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona amazonica</i> Linnaeus, 1766	Venezuelaamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona barbadensis</i> Gmelin, 1788	Gelbflügelamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona brasiliensis</i> Linnaeus, 1758	Rotschwanzamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona finschi</i> Sclater, 1864	Blaukappenamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona leucocephala leucocephala</i> Linnaeus, 1758	Kubaamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona mercenaria</i> Tschudi, 1844	Soldatenamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona ochrocephala auropalliata</i> Gmelin, 1788	Gelbscheitelamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona ochrocephala ochrocephala</i> Gmelin, 1788	Gelbscheitelamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona ochrocephala oratrix</i> Gmelin, 1788	Gelbscheitelamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona ochrocephala panamensis</i> Gmelin, 1788	Gelbscheitelamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona ochrocephala tresmariae</i> Gmelin, 1788	Gelbscheitelamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona ochrocephala xantholaema</i> Gmelin, 1788	Gelbscheitelamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona rhodocorytha salvadori</i> , 1890	Rotscheitelamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona tucumana</i> Cabanis, 1885	Tucumanamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae
<i>Amazona viridigenalis</i> Cassin, 1853	Grünwangenamazone	Amazona	Psittacinae	Psittacidae

Insgesamt wurden 54 zur Gattung der Amazonen gehörende Papageien untersucht, davon 24 Männchen und 30 Weibchen.

Zum Zeitpunkt der Endoskopie befanden sich die Tiere in einem Alter zwischen 13 und 30 Wochen.

Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane der Amazonen

Der linke Hoden ist bei allen untersuchten Amazonen zylinderförmig, mal schmaler und langgezogen, mal breiter und gedrungener. Die Größe schwankt von ebenso lang wie die Nebenniere bis doppelt so lang. Keine der Amazonen weist eine pigmentierte Hodenoberfläche auf. Die Farbe wechselt von porzellanweiß mit keinen oder nur sehr wenig sichtbaren Gefäßen auf der Oberfläche, bis blassrosa mit vereinzelt Gefäßen, oder gar rosarot mit einer zum Teil sehr starken Gefäßzeichnung (siehe Abbildung 27 und 29).

Der Hoden der rechten Seite konnte bei drei untersuchten Amazonen gesehen werden (siehe Abbildung 28). In zwei Fällen ist er ebenso groß wie der linke Hoden. Bei einem untersuchten Hahn ist er deutlich kleiner.

Bei einer *Amazona ochrocephala panamensis* sind drei runde Zubildungen am kaudalen Pol des linken Testis erkennbar (siehe Abbildung 30).

Der Ductus deferens ist bei den Amazonen sehr gut zu sehen. Es erweist sich jedoch meist als kompliziert, ihn in seinem gesamten Verlauf zu verfolgen.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 9 zusammengefasst.

Tabelle 9: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane der untersuchten *Amazona* spp.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Amazona mercenaria</i> (n=1)	16	1,5x NN	Zylinderförmig	Blassrosa	vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Amazona ochrocephala</i> (n=13)	14 - 26	1-2x NN	Zylinderförmig	Blassrosa-rosarot	Kaum Gefäße-kräftige Gefäßzeichnung	Bei 1 von 13 darstellbar

Fortsetzung Tabelle 9: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane der untersuchten *Amazona* spp.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Amazona rhodocorytha</i> (n=3)	16 - 29	1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Vereinzelt Gefäße	Bei 1 von 3 darstellbar
<i>Amazona barbadensis</i> (n=1)	16	1,5x NN	Zylinderförmig	rosarot	Vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Amazona brasiliensis</i> (n=1)	14	1x NN	Zylinderförmig	rosarot	Vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Amazona tucumana</i> (n=1)	25	1,5x NN	Zylinderförmig	Blassrosa	Vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Amazona finschi</i> (n=2)	25 - 27	1-1,5x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Amazona leucocephala leucocephala</i> (n=2)	16 - 20	1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Keine Gefäße sichtbar	Bei 1 von 2 darstellbar

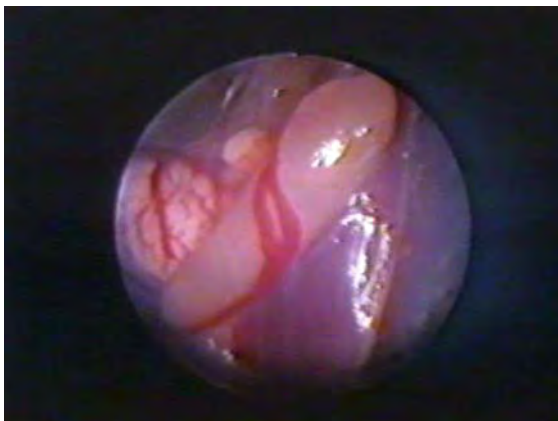


Abbildung 27: Linker Testis mit zwei kräftigen Gefäßen, die über die Gonade ziehen (*Amazona finschii*, 20 Wochen).

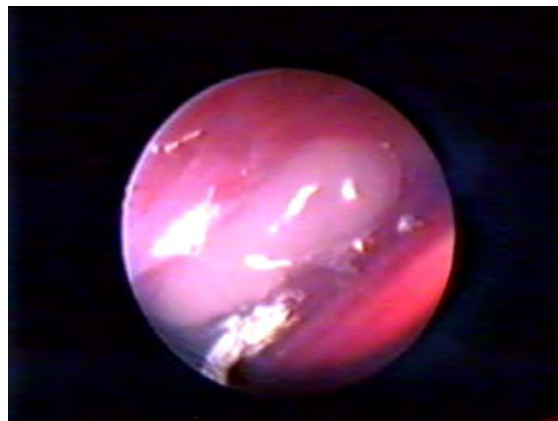


Abbildung 28: Testis der rechten Seite einer *Amazona leucocephala leucocephala* (16 Wochen), der durch die Luftsackmembran sichtbar ist.

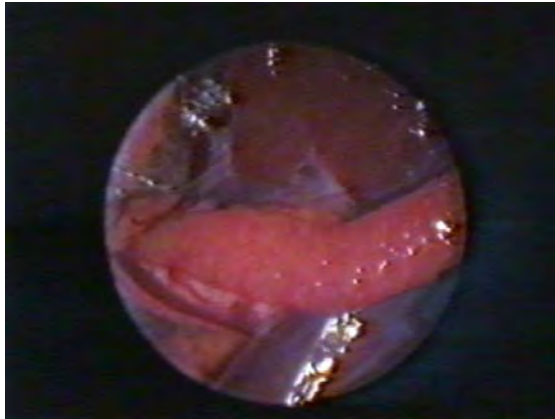


Abbildung 29: Stark vaskularisierter linker Hoden einer *Amazona ochrocephala oratrix* (14 Wochen).



Abbildung 30: Linker Hoden einer *Amazona ochrocephala panamensis* (20 Wochen); dorsal am kaudalen Pol sind drei rundliche Zubildungen erkennbar.

Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane der Amazonen

Die Farbe der Ovarien der untersuchten 30 Hennen variiert von porzellanweiß zu blassrosa. Keine der endoskopierte Amazonen hat eine pigmentierte Ovaroberfläche. Die Nebenniere wird meist nahezu vollständig vom Ovargewebe verdeckt.

Das Oberflächenbild der Ovarien der untersuchten Amazonen wechselt von glatt, über feine Furchen, bis hin zu tiefen Rinnen und fein granulierter Oberfläche (siehe Abbildung 31 bis 33). Eine 21 Wochen alte *Amazona ochrocephala panamensis* zeigt bereits vereinzelt Follikel auf der Ovaroberfläche (siehe Abbildung 34).

Bei einer 17 Wochen alten *Amazona viridigenalis* konnte ein Rudiment des rechten Ovars dargestellt werden.

Das Eileiterband ist stets gut zu sehen. Meist ist es als sehr kräftige, weiße Struktur erkennbar, die weit dorsal über die Divisio renalis cranialis zieht. Manchmal ist es jedoch auch fein und gläsern. Bei einer untersuchten Henne (*Amazona rhodocorytha*) verläuft das Eileiterband auffällig weit ventral über die Divisio renalis cranialis. Diesem Befund wird keine Bedeutung beigemessen.

Auch der Eileiter ist gut zu sehen und ist regelmäßig drei bis vier mal breiter als der Ureter. Bei den meisten Untersuchungen ist die Querstreifung deutlich zu erkennen.

Im Gegensatz zum Samenleiter lässt sich der Eileiter gut nach kaudal verfolgen. Er zieht in der Regel zunächst ventral des Harnleiters. Nicht selten überkreuzen sich die beiden Strukturen dann zwischen der Divisio renalis media und caudalis, so daß anschließend der Eileiter dorsal des Harnleiters über die Divisio renalis caudalis zur Kloake zieht.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 10 zusammengefasst.

Tabelle 10: Übersicht zu den morphologischen Befunden der weiblichen Geschlechtsorgane der untersuchten *Amazona* spp.

Vogelart	Alter in Wochen	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form	Farbe/Pigmentierung	Oberflächenstruktur	Ligamentum oviductus	Rudiment des rechten Ovars
<i>Amazona mercenaria</i> (n=2)	16	Fast vollständig	Länglich-dreieckig	Blassrosa	Feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Amazona ochrocephala</i> (n=7)	15 - 25	Zum Teil bis vollständig	Länglich-dreieckig	Porzellanweiß-blassrosa	Glatt- vereinzelt Follikel	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Amazona rhodocorytha</i> (n=4)	28 - 30	Fast vollständig bis vollständig	Dreieckig	Blassrosa	Feine Rinnen-granulierte Oberfläche	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Amazona tucumana</i> (n=1)	30	Zum Teil	Dreieckig	Porzellanweiß	Glatt	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Amazona viridigenalis</i> (n=3)	17 - 18	Fast vollständig bis vollständig	Länglich	Blassrosa	Tiefe Furchen	Schmal-Kräftig	Bei 1 von 3 sichtbar
<i>Amazona aestiva</i> (n=2)	18 - 22	Zum Teil	Länglich	Porzellanweiß	Fein granuliert	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Amazona amoazonica</i> (n=1)	22	Zum Teil	Dreieckig	Blassrosa	Glatt	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Amazona barbadensis</i> (n=3)	16 - 22	Zum Teil bis vollständig	Länglich-dreieckig	Porzellanweiß	Glatt	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Amazona brasiliensis</i> (n=4)	13 - 19	Fast vollständig	Länglich-dreieckig	Blassrosa	Glatt- feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Amazona finschi</i> (n=1)	22	Zum Teil	Oval	Blassrosa	Tiefe Furchen	Schmal	Nicht sichtbar
<i>Amazona leucocephala</i> (n=2)	20	Zum Teil	Länglich	Porzellanweiß	Glatt- tiefe Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar



Abbildung 31: Ovar einer 16 Wochen alten *Amazona barbadensis* mit glatter Oberfläche.



Abbildung 32: Ovar einer 24 Wochen alten *Amazona ochrocephala auropalliata* mit deutlichen Furchen auf der Oberfläche.

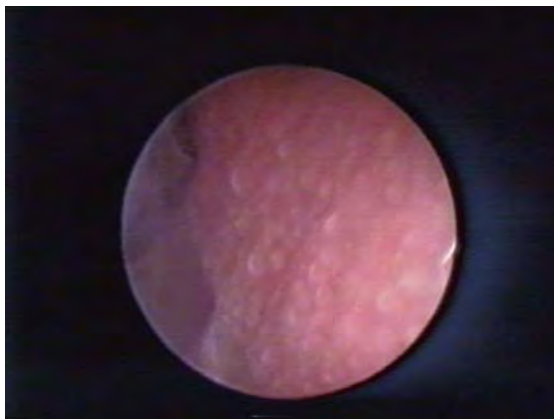


Abbildung 33: Nahaufnahme eines Ovars mit deutlich granulierter Oberfläche (*Amazona rhodocorytha*, 28 Wochen).

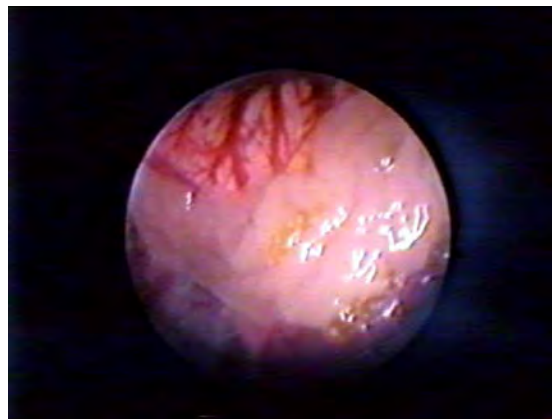


Abbildung 34: Ovar mit Follikeln auf der Oberfläche (*Amazona ochrocephala panamensis*, 21 Wochen).

4.4.3.4 Aras (*Ara* spp., *Diopsittaca* spp., *Propyrrhura* spp., *Anodorhynchus* sp.)

Tabelle 11 : Wissenschaftliche und deutsche Namen der untersuchten Aras nach ROWLEY und COLLAR (1997).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher		Unter-		
	Name	Gattung	Tribe	familie	Familie
<i>Ara ambigua</i> Bechstein, 1811	Bechsteinara	Ara	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Ara ararauna</i> Linnaeus, 1758	Ararauna	Ara	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Ara chloroptera</i> Gray, 1859	Grünflügelara	Ara	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Ara glaucogularis</i> Dabbene, 1921	Blaukehlara	Ara	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Ara macao</i> Linnaeus, 1758	Arakanga	Ara	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Ara rubrogenys</i> Lafresnaye, 1847	Rotohrara	Ara	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Ara severa</i> Linnaeus, 1758	Rotbugara	Ara	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Diopsittaca nobilis cumanensis</i> Linnaeus, 1758	Zwergara	Diopsittaca	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Diopsittaca nobilis nobilis</i> Linnaeus, 1758	Zwergara	Diopsittaca	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Propyrrhura maracana</i> Vieillot, 1816	Rotrückenara	Propyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i> Latham, 1790	Hyazinthara	Anodorhynchus	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Propyrrhura couloni</i> Sclater, 1876	Blaukopfara	Propyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae

Insgesamt wurden in dieser Gruppe (45 *Ara* spp., 7 *Propyrrhura* spp., 7 *Diopsittaca* spp. und 4 *Anodorhynchus* sp.) 63 Arini untersucht, davon 33 Männchen und 30 Weibchen.

Zum Zeitpunkt der Endoskopie befanden sich die Tiere in einem Alter zwischen 13 und 36 Wochen.

Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane der Aras

Der linke Hoden ist bei allen untersuchten Arini zylinderförmig, mal schmaler und langgezogen, mal breiter und gedrungener. Die Länge schwankt von ebenso lang wie die Nebenniere bis viermal so lang, wobei die Nebenniere stets breiter ist (siehe

Abbildung 35). Drei von drei untersuchten *Ara chloroptera* zeigen auffällig lange Hoden. Sie konnten bei allen drei Vögeln trotz Bemühungen nicht in ihrer gesamten Länge auf ein Bild gebracht werden. Die Länge wird auf das drei- bis vierfache der Nebenniere geschätzt. Im Gegensatz hierzu weisen drei von drei untersuchten *Diospsittaca nobilis* (eine *Diopstittaca nobilis cumanensis*, zwei *Diopsittaca nobilis nobilis*) auffällig kleine Hoden auf. Ihre Länge entspricht in etwa der Länge ihrer Nebennieren. Ebenso entspricht die Länge der Hoden der fünf untersuchten *Ara severa* nur knapp der Länge der Nebenniere. An dieser Stelle ist sicherlich anzumerken, daß die Nebennieren bei den verschiedenen Arten und Unterarten ebenso Unterschiede in der Größe aufweisen. Das lässt sich jedoch durch den Größenunterschied der Psittaziden erklären. So wiegt eine *Diopsittaca nobilis* etwa 150 Gramm und hat entsprechend kleinere Nebennieren als ein *Ara chloroptera* mit etwa 1180 Gramm.

Die Farbe der Hoden variiert von porzellanweiß bis zu blassrosa mit einer unterschiedlich starken Gefäßzeichnung auf der Oberfläche. Eine Ausnahme hiervon stellen die beiden untersuchten *Anodorhynchus hyacinthinus* dar, beide haben Hoden von gelblicher Farbe (siehe Abbildung 36). Lediglich zwei der untersuchten Arini weisen eine zum Teil pigmentierte Hodenoberfläche auf. In beiden Fällen handelt es sich um zwei der acht untersuchten *Ara glaucogularis*.

Die Hoden auf der rechten Seite konnten bei 13 der 33 untersuchten Arini dargestellt werden. In 12 von 13 Fällen ist er ebenso groß wie der linke Hoden und von ähnlicher Form und Gestalt (siehe Abbildung 35). Bei einem untersuchten Ara, einem *Ara macao*, ist der linke Hoden deutlich kleiner und von kugeligem Gestalt.

Der Ductus deferens ist bei allen Arini gut zu sehen. Er ist als gläserne Struktur gut zu erkennen. Sein Durchmesser entspricht in etwa der Hälfte des Ureters, mal etwas kräftiger, mal etwas schmaler. Er lässt sich nahezu bei allen untersuchten Arini gut verfolgen. Er verläuft zunächst ventral des Ureters. Nicht selten kreuzen sich die beiden Strukturen auf Höhe der Divisio renalis caudalis. Der Samenleiter verläuft dann unter dem Harnleiter, von diesem verdeckt, oder gar oberhalb des Harnleiters.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 12 zusammengefasst.

Tabelle 12: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane der untersuchten *Ara* spp.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i> (n=2)	25 - 32	1-1,5x NN	Zylindrförmig	Gelb	Deutliche Gefäßzeichnung	Bei 1 von 2 darstellbar
<i>Ara ambigua</i> (n=2)	26 - 30	1-1,5x NN	Zylindrförmig	Blassrosa	Vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Ara ararauna</i> (n=3)	13 - 25	1-2x NN	Zylindrförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Keine- vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Ara chloroptera</i> (n=3)	18	3-4x NN	Zylindrförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 1 von 3 darstellbar
<i>Ara glaucogularis</i> (n=8)	26 - 34	0,5-1,5x NN	Zylindrförmig	2x Zum Teil pigmentiert, sonst porzellanweiß-blassrosa	Keine- vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Ara macao</i> (n=2)	27 - 32	1-2x NN	Zylindrförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Vereinzelt Gefäße	Bei 1 von 2 darstellbar
<i>Ara rubrogenys</i> (n=5)	22 - 31	1-3x NN	Zylindrförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Vereinzelt Gefäße	Bei 4 von 5 darstellbar
<i>Ara severa</i> (n=5)	12 - 18	0,5-1x NN	Zylindrförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 4 von 5 darstellbar
<i>Diospsittaca nobilis</i> (n=3)	15	1x NN	Zylindrförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Keine Gefäße sichtbar	Bei 2 von 3 darstellbar

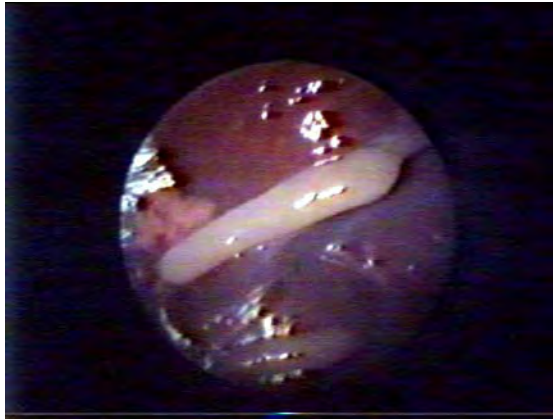


Abbildung 35: Rechter und linker Hoden eines 22 Wochen alten *Ara rubrogenys*.

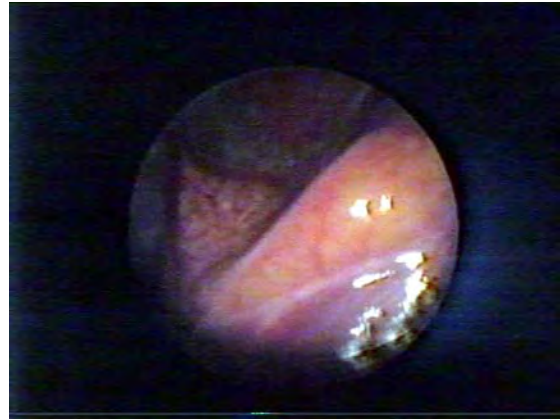


Abbildung 36: Rechter Hoden eines 26 Wochen alten *Anodorhynchus hyacinthinus*.

Es wurde der Versuch unternommen, die Länge des rechten Testis mit einer Fremdkörperzange zu messen: hierfür wurden die Schenkel der Fremdkörperzange geöffnet und die Fassweite gemessen. Anschließend wurde mit der Fremdkörperzange über den Arbeitskanal des Endoskops in die Körperhöhle eingegangen und die geöffneten Schenkel wurden dem Testis angelegt. Bei dem hierzu verwendeten Psittaziden handelt es sich um einen *Ara glaucogularis*. Die Länge seines rechten Testis entsprach in etwa der doppelten Länge der Schenkel der Fremdkörperzange. Demzufolge wird die Länge des Testis auf 10 mm geschätzt.

Da es sich hierbei lediglich um eine Schätzung handelt und eine genauere Messung nicht möglich war, wurde die Größe der Hoden weiterhin im Vergleich zur Größe der Nebenniere beurteilt.

Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane der Aras

Die Grundfarbe der Ovarien variiert von porzellanweiß zu blassrosa, wobei immerhin 11 von 30 untersuchten Arini eine pigmentierte Ovaroberfläche besitzen. So haben fünf von fünf untersuchten *Ara glaucogularis*, vier von fünf *Ara macao*, einer von zwei *Ara ambigua* und einer von zwei *Propyrrhura couloni* eine schwarz pigmentierte Ovaroberfläche. Es kann die gesamte Oberfläche pigmentiert sein oder auch nur ein Teil. Meist findet sich die Pigmentierung dann an den Polen.

Ebenso wie bei den männlichen *Anodorhynchus hyacinthinus* haben auch die Hennen gelbliche Gonaden. Diese Färbung der Gonaden ist demnach arttypisch.

Das Oberflächenbild des Ovars wechselt von glatt über feine bis tiefe Furchen (siehe Abbildung 37) bis hin zur Follikelbildung.

Die Größe der Ovarien schwankt zum Teil sehr stark. Bei zwei von vier *Propyrrhura maracana* (alle vier zwischen 14 und 19 Wochen alt) ist lediglich eine kleine, gläserne Masse als Ovar anzusprechen. Das Ligamentum dorsale des Ovidukt ist jedoch sehr kräftig ausgebildet, so daß an der Geschlechtsdiagnose kein Zweifel besteht.

Bei drei von 30 Arini konnte ein Rudiment des rechten Ovars dargestellt werden.

Das Eileiterband ist stets gut zu sehen. Meist ist es als sehr kräftige, weiße Struktur erkennbar, die weit dorsal über die Divisio renalis cranialis zieht (siehe Abbildung 38). Auch der Eileiter ist in seinem gesamten Verlauf gut zu sehen und ist regelmäßig dreibis fünfmal breiter als der Ureter. Bei den meisten Untersuchungen ist die Querstreifung deutlich zu erkennen.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 13 zusammengefasst.

Tabelle 13: Übersicht zu den morphologischen Befunden der weiblichen Geschlechtsorgane der untersuchten *Ara* spp.

Vogelart	Alter in Wochen	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Ligamentum oviductus	Rudiment des rechten Ovars
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i> (n=2)	20 - 25	Zum Teil	Länglich bis dreieckig	Gelb	Glatt	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Ara ambigua</i> (n=2)	26 - 30	Zum Teil	Dreieckig	1x zum Teil pigmentiert, 1x blassrosa	Glatt- feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Ara chloroptera</i> (n=1)	18	Zum Teil	Dreieckig	Blassrosa	Feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Ara glaucogularis</i> (n=5)	16 - 34	Gar nicht bis fast vollständig	Länglich bis dreieckig	Pigmentiert	Feine- tiefe Rinnen	Kräftig	Bei 1 von 5 sichtbar
<i>Ara macao</i> (n=5)	22 - 36	Zum Teil bis fast vollständig	Länglich bis dreieckig	1x blassrosa, 2x zum Teil, 2x völlig pigmentiert	Feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Ara rubrogenys</i> (n=3)	21 - 28	Zum Teil bis fast vollständig	Dreieckig	Porzellan-weiß-blassrosa	Feine Rinnen-Follikel	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Ara severa</i> (n=1)	14	Zum Teil	Dreieckig	Blassrosa	Glatt	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Diopsittaca nobilis</i> (n=4)	14 - 15	Fast vollständig	Dreieckig	Blassrosa	Glatt- tiefe Rinnen	Schmal-Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Propyrrhura couloni</i> (n=3)	24	Zum Teil bis fast vollständig	Dreieckig	1x zum Teil pigmentiert, 2x blassrosa	Feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Propyrrhura maracana</i> (n=4)	14 - 19	Gar nicht bis fast vollständig	Länglich bis dreieckig	Porzellan-weiß-blassrosa	Glatt- feine Rinnen	Kräftig	Bei 2 von 4 sichtbar



Abbildung 37: Ovar mit deutlichen Furchen einer 14 Wochen alten *Diopsittaca nobilis cumanensis*. Die Nebenniere ist fast vollständig vom Ovar verdeckt.

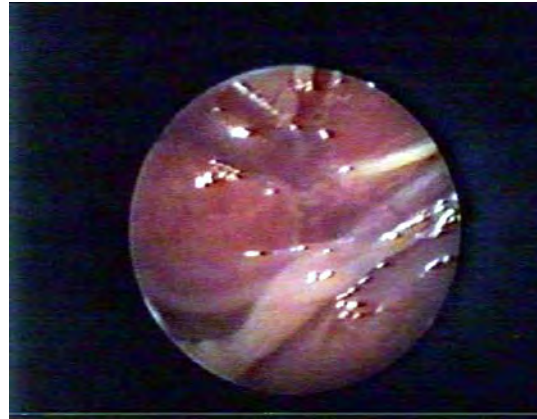


Abbildung 38: Das Ligamentum dorsale des Oviduct und der Oviduct ziehen quer über die Divisio renalis cranialis, ventral ist das Ovar zu sehen. Kranial der Divisio renalis media kommt der Harnleiter zum Vorschein (*Diopsittaca nobilis cumanensis*, 14 Wochen).

Eine der untersuchten *Propyrrhura maracana* wurde drei Wochen nach der endoskopischen Untersuchung in der Voliere tot aufgefunden. Die Todesursache ist nicht geklärt worden. Ein kausaler Zusammenhang mit der endoskopischen Untersuchung wird bei einem Zeitraum von drei Wochen zwischen Endoskopie und Tod nicht vermutet.

4.4.3.5 Rotschwanzsittiche (*Pyrrhura* spp.)

Tabelle 14: Wissenschaftliche und deutsche Namen der untersuchten *Pyrrhura* spp. nach ROWLEY und COLLAR (1997).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Gattung	Tribi	Unterfamilie	Familie
<i>Pyrrhura cruentata</i> Wied-Neuwied, 1820	Blaulatzsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura egregia</i> Sclater PL, 1881	Feuerbugsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura lepida coerulescens</i> Neuman, 1927	Blausteißsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura lepida lepida</i> Wagler, 1832	Blausteißsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura leucotis griseipectus</i> Salvadori, 1900	Weißohrsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura melanura Souancei</i> Verreaux, 1858	Braunschwanzsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura molinae molinae</i> Massena & Souancé, 1854	Molinasittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura perlata</i> Spix, 1824	Rotbauchsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura picta picta</i> Müller, 1776	Rotzügelsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura picta roseifrons</i> Gray, 1859	Rotzügelsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura rhodoccephala</i> Sclater & Salvin, 1871	Rotkopfsittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pyrrhura rupicola sandiae</i> Bond & Meyer de Schauensee, 1944	Schwarzkappensittich	Pyrrhura	Arini	Psittacinae	Psittacidae

Insgesamt wurden 61 Rotschwanzsittiche untersucht, davon 30 Hähne und 31 Hennen. Zum Zeitpunkt der Endoskopie befanden sich die Tiere in einem Alter zwischen sieben und 27 Wochen.

Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane der Rotschwanzsittiche

Die Morphologie der Hoden bei *Pyrrhura spp.* ist erstaunlich einheitlich. Die Länge der linken Hoden entspricht stets ungefähr der Länge der Nebenniere, wobei letztere regelmäßig doppelt so breit ist. Sie sind meist von porzellanweißer Farbe, seltener blassrosa bis rosarot und meist ohne sichtbare Gefäße. Keiner der untersuchten Hoden der Rotschwanzsittiche hat eine pigmentierte Oberfläche (siehe Abbildung 39 und 40). Bei 20 von 30 untersuchten Rotschwanzsittichen wurde der Hoden der rechten Seite gesehen. Das Suchen nach dem rechten Hoden ist in der Regel nicht notwendig, da er bereits ins Bild fällt, wenn der linke Hoden dargestellt wird. Dies lässt sich durch die geringe Größe der Rotschwanzsittiche erklären. So liegen die verschiedenen Strukturen in der Bauchhöhle für den Betrachter näher beieinander. In 12 Fällen ist der rechte Testis deutlich kleiner als der linke und von kugeligem Gestalt (siehe Abbildung 39). Bei den übrigen *Pyrrhura spp.* entspricht der rechte Testis in Größe und Form dem linken. Der Samenleiter ist zum Teil schwer zu verfolgen. Im Gegensatz zu den Amazonen und Aras ist er sehr viel feiner und verliert sich schnell. Sein Durchmesser entspricht in etwa dem halben Durchmesser des Harnleiters. Nicht selten ist auch der Samenleiter der rechten Gonade an seinem Ursprung zu erkennen.

Sehr schön zu sehen ist hier, daß der Harnleiter erstmals kranial der Divisio renalis media zum Vorschein kommt (siehe Abbildung 8).

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 15 zusammengefasst.

Tabelle 15: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane der untersuchten *Pyrrhura* spp.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Pyrrhura cruentata</i> (n=6)	9 - 25	1-1,5x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 3 von 6 darstellbar
<i>Pyrrhura egregia</i> (n=1)	25	1x NN	Zylinderförmig	rosarot	Zahlreiche Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Pyrrhura lepida coerulescens</i> (n=2)	12	1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Keine Gefäße sichtbar	Bei 1 von 2 darstellbar
<i>Pyrrhura griseipectus</i> (n=1)	8	1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Vereinzelt Gefäße	Darstellbar
<i>Pyrrhura lepida lepida</i> (n=1)	9	1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Keine Gefäße sichtbar	Nicht darstellbar
<i>Pyrrhura melanura souancei</i> (n=1)	27	1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Keine Gefäße sichtbar	Darstellbar
<i>Pyrrhura picta</i> (n=3)	10 - 12	0,5-1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Keine Gefäße sichtbar	Bei 3 von 3 darstellbar
<i>Pyrrhura perlata</i> (n=12)	8 - 12	1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 9 von 12 darstellbar
<i>Pyrrhura rhodocephala</i> (n=1)	12	1,5x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Keine Gefäße sichtbar	Darstellbar
<i>Pyrrhura rupicola sandiae</i> (n=2)	13	1x NN	Zylinderförmig	Blassrosa	Keine Gefäße sichtbar	Bei 1 von 2 darstellbar

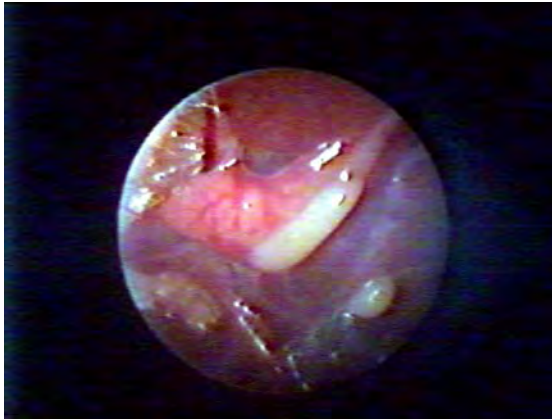


Abbildung 39: Bei der endoskopischen Untersuchung der Rotschwanzsittiche fallen häufig die Testis beider Seiten in ein Blickfeld. Der rechte Testis ist häufig kleiner als der linke und von kugeliger Gestalt (*Pyrrhura picta roseifrons*, 10 Wochen).

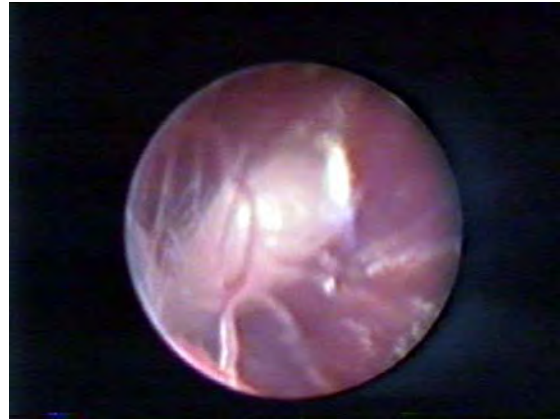


Abbildung 40: Die Endoskopspitze befindet sich im kaudalen thorakalen Luftsack. Durch die Luftsackmembran ist verschwommen der linke Testis im abdominalen Luftsack zu sehen. Hier gilt Vorsicht, durch das verschwommene Bild kann es schnell zu Fehldiagnosen kommen (*Pyrrhura perlata*, 12 Wochen).

Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane der Rotschwanzsittiche

Die Farbe der Ovarien der untersuchten Hennen schwankt von porzellanweiß zu blassrosa. Nur eine der 31 endoskopierte Hennen zeigt eine dunkelgraue Pigmentation an dem kranialen und kaudalen Pol des Eierstocks. Bei dieser *Pyrrhura perlata* ist auch das rechte Ovar zu sehen. Dieses ist wesentlich kleiner, von rundlicher Gestalt und die Oberfläche des Ovargewebes ist dunkelgrau pigmentiert. Das rechte Ovar ist bei drei weiteren *Pyrrhura spp.* zu sehen. In allen Fällen ist es deutlich kleiner als das linke Ovar.

Das Oberflächenbild der Ovarien der untersuchten Rotschwanzsittiche wechselt von glatt bis hin zu tiefen Rinnen.

Das Eileiterband ist stets gut darstellbar. Meist ist es als sehr kräftige, weiße Struktur erkennbar, die weit dorsal über die Divisio renalis cranialis zieht. Manchmal ist es jedoch auch fein und gläsern.

Der Eileiter ist meist schwer zu sehen und kaum zu verfolgen.

Zwei der untersuchten 31 Rotschwanzsittiche konnten zunächst keinem Geschlecht zugeordnet werden. In beiden Fällen sind zwar ein Eileiter und ein kräftig ausgebildetes Ligamentum oviductus vorhanden, die Gonaden zeigen aber die Morphologie eines Hodens (siehe Abbildung 41). Sie sind zylinderförmig, haben eine glatte Oberfläche und abgerundete Enden. Es wurden Biopsien dieser Gonaden und der Eileiter entnommen und diese zur histologischen Untersuchung eingeschickt (siehe Abbildung 42 bis 44).

In einem der Fälle, einer 13 Wochen alten *Pyrrhura cruentata*, ist das Gewebe des Eileiters als histologisch normal und das Gewebe der Gonade als histologisch normales Ovargewebe befunden worden (siehe Abbildung 41).

Im zweiten Fall, einer 16 Wochen alten *Pyrrhura cruentata*, ist zwar das Eileitergewebe histologisch als normal befundet worden, bei der Gonade jedoch sind histologisch Tubuli seminiferi zu sehen. Im Zentrum zahlreicher Tubuli seminiferi ist PAS-positives Material. Im Falle eines gesunden Hodens sollten die Tubuli seminiferi jedoch leer sein. Dieser Rotschwanzsittich konnte selbst nach Biopsie keinem Geschlecht zugeordnet werden.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 16 zusammengefasst.

Tabelle 16: Übersicht zu den morphologischen Befunden der weiblichen Geschlechtsorgane der untersuchten *Pyrrhura* spp.

Vogelart	Alter in Wochen	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Ligamentum oviductus	Rudiment des rechten Ovars
<i>Pyrrhura cruentata</i> (n=8)	9 - 16	Zum Teil bis fast vollständig	Länglich-dreieckig	Porzellan-weiß-blassrosa	Glatt- feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Pyrrhura egregia</i> (n=4)	20	Zum Teil bis fast vollständig	Dreieckig	Porzellan-weiß	Glatt	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Pyrrhura lepida coerulescens</i> (n=3)	8 - 12	Zum Teil bis fast vollständig	Dreieckig	Porzellan-weiß	Glatt- feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Pyrrhura griseipectus</i> (n=1)	8	Zum Teil	Dreieckig	Porzellan-weiß	Glatt	Dünn	Nicht sichtbar
<i>Pyrrhura molinae molinae</i> (n=3)	8 – 9	Zum Teil bis fast vollständig	Dreieckig	Blassrosa	Feine- tiefe Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Pyrrhura picta picta</i> (n=2)	12	Fast vollständig	Dreieckig	Porzellan-weiß-blassrosa	Glatt- feine Rinnen	Kräftig	Bei 1 von 2 sichtbar
<i>Pyrrhura picta roseifrons</i> (n=4)	7 - 12	Zum Teil bis fast vollständig	Länglich-dreieckig	Porzellan-weiß-blassrosa	Glatt- feine Rinnen	Schmal-kräftig	Nicht sichtbar
<i>Pyrrhura perlata</i> (n=4)	8 - 10	Zum Teil bis fast vollständig	Dreieckig	1x zum Teil pigmentiert, 3x Porzellan-weiß	Gatt- tiefe Rinnen	Kräftig	Bei 2 von 4 sichtbar
<i>Pyrrhura rhodoccephala</i> (n=1)	12	Zum Teil	Dreieckig	Porzellan-weiß	Glatt	Kräftig	Sichtbar
<i>Pyrrhura rupicola sandiae</i> (n=1)	12	Fast vollständig	Dreieckig	Blassrosa	Feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar



Abbildung 41: Gonade einer *Pyrrhura cruentata*. Morphologisch ähnelt das Bild einem Hoden. In einer histologischen Untersuchung wurde jedoch physiologisches Ovargewebe vorgefunden.

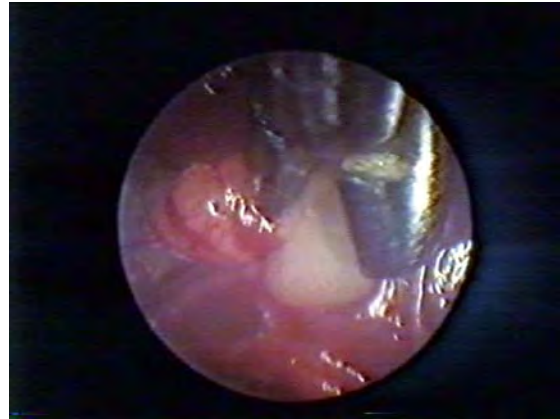


Abbildung 42: Biopsie der Gonade einer *Pyrrhura cruentata*. Über den Arbeitskanal des Endoskops wird mit der Biopsiezange eingegangen und vorsichtig eine Probe unter Sichtkontrolle entnommen.

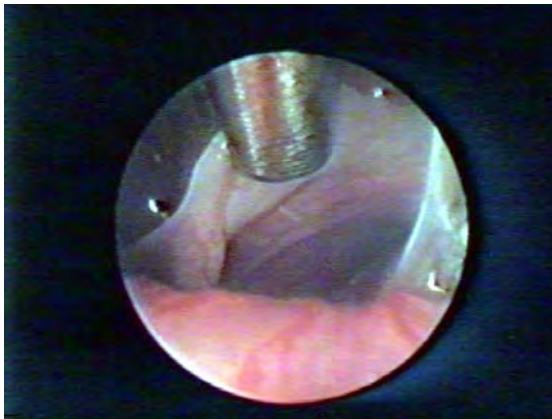


Abbildung 43: Biopsie des Eileiters einer *Pyrrhura cruentata*.

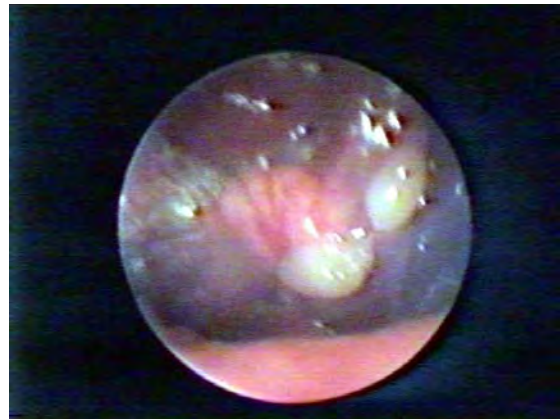


Abbildung 44: Kontrolle auf Blutungen nach einer Biopsie (*Pyrrhura cruentata*).

4.4.3.6 Südamerikanische Sittiche (exklusive *Pyrrhura* spp.)

Tabelle 17: Wissenschaftliche und deutsche Namen der untersuchten südamerikanischen Sittiche nach ROWLEY und COLLAR (1997).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Gattung	Tribi	Unterfamilie	Familie
<i>Aratinga pertinax pertinax</i> Linnaeus, 1758	Braunwangensittich	Aratinga	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Aratinga rubritorquis</i> P. L. Sclater, 1887	Rotkehlstittich	Aratinga	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Aratinga solstitialis</i> Linnaeus, 1758	Sonnensittich	Aratinga	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Brotogeris cyanoptera</i> Salvadori, 1891	Kobaltflügelsittich	Brotogeris	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Cyanoliseus patagonus bloxami</i> Olson, 1995	Felsensittich	Cyanoliseus	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Enicognathus leptorhynchus</i> King, 1831	Langschnabelsittich	Enicognathus	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Guarouba guarouba</i> Gmelin, 1788	Goldsittich	Guaruba	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Myiopsitta monachus</i> Boddaert, 1783	Mönchsittich	Myiopsitta	Arini	Loriinae	Psittacidae

Insgesamt wurden in dieser Gruppe 31 Sittiche untersucht, davon 17 Hähne und 14 Hennen.

Zum Zeitpunkt der Endoskopie befanden sich die Tiere in einem Alter zwischen sieben und 31 Wochen.

Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane der südamerikanischen Sittiche

Die Morphologie der Hoden variiert sehr stark. Von drei untersuchten *Brotogeris cyanoptera* sind bei einem Hahn eiförmige, rosarote Hoden vorzufinden (Abbildung 45), bei den beiden anderen blassrosafarbene, zylinderförmige Hoden (Abbildung 46). Die Hoden der rechten Seite konnten bei zwei der drei *Brotogeris cyanoptera* gesehen werden und zeigen sich in Form und Farbe gleich dem linken Hoden. Der Ductus deferens ist gut zu verfolgen. Sein Durchmesser entspricht in etwa dem Durchmesser des Ureters.

Die beiden endoskopisch untersuchten *Guarouba guarouba* haben porzellanweiße, zylinderförmige Hoden. Ihre Länge entspricht in etwa der Länge der Nebenniere, wobei die Nebenniere doppelt so breit ist. Bei einer *Guarouba guarouba* ist die Hodenoberfläche zum Teil pigmentiert. Der Ductus deferens ist gut zu verfolgen und entspricht in seinem Durchmesser dem Harnleiter. Bei einer *Guarouba guarouba* konnte der rechte Hoden dargestellt werden. Dieser ist wesentlich kleiner als der linke Hoden.

Die Morphologie der Hoden der beiden *Enicognathus leptorhynchus* ähnelt derjenigen der *Guarouba sp.* In beiden Fällen konnte auch der rechte Hoden gezeigt werden. Er ist kleiner und von kugeliger Gestalt.

Aratinga spp. haben porzellanweiße, zylinderförmige Hoden. Zwei der acht untersuchten *Aratinga spp.* haben punktförmig melanisierte Hoden. Bei fünf der acht wurde der Hoden der rechten Seite gesehen. In drei Fällen ist er deutlich kleiner als der linke. Der Ductus deferens ist gut zu verfolgen.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 18 zusammengefasst.

Tabelle 18: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane der untersuchten südamerikanischen Sittiche.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Aratinga spp.</i> (n=8)	8 - 14	1-1,5x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß (-blassrosa)	Keine Gefäße sichtbar	Bei 5 von 8 darstellbar
<i>Brotogeris cyanoptera</i> (n=3)	11	1-2x NN	Eiförmig- zylinderförmig	Blassrosa- rosarot	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 2 von 3 darstellbar
<i>Enicognathus leptorhynchus</i> (n=2)	16	1,5x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 2 von 2 darstellbar

Fortsetzung Tabelle 18: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane der untersuchten südamerikanischen Sittiche.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Guarouba guarouba</i> (n=3)	15 - 21	1x NN	Zylinderförmig	1x zum Teil pigmentiert, sonst porzellanweiß	Keine Gefäße sichtbar	Bei 1 von 3 darstellbar
<i>Myiopsitta monachus</i> (n=1)	31	1x NN	Zylinderförmig	Blassrosa	Vereinzelt Gefäße	Darstellbar

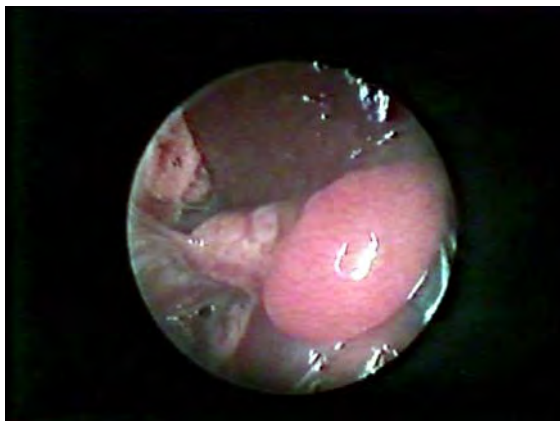


Abbildung 45: Linker Hoden eines neun Wochen alten *Brotogeris cyanoptera*.



Abbildung 46: Linker Hoden eines neun Wochen alten *Brotogeris cyanoptera*.

Die beiden Aufnahmen im Vergleich zeigen trotz gleichen Alters eine deutlich unterschiedliche Morphologie.

Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane der südamerikanischen Sittiche

Die Farbe der Ovarien der untersuchten Hennen variiert von porzellanweiß zu blassrosa. Nur eine der 14 endoskopierte Hennen, ein *Aratinga rubritorquis*, zeigt eine zum Teil pigmentierte Ovaroberfläche.

Das Oberflächenbild der Ovarien wechselt von glatt bis hin zu tiefen Rinnen.

Es wurden in dieser Gruppe zwei *Myiopsitta monachus* mit einem deutlichen Altersunterschied untersucht. Bei der 22 Wochen alten Henne ist das Ovar dreieckig, bedeckt die Nebenniere nur zum Teil und hat ein fettgewebeähnliches Aussehen, das heißt eine völlig glatte Oberfläche (siehe Abbildung 48). Die zweite Henne, 31 Wochen alt, bildet bereits Follikel an. Ihr Ovar hat dadurch bereits eine traubenförmige Gestalt und bedeckt die Nebenniere nahezu vollständig (siehe Abbildung 47) .

Bei einer 10 Wochen alten *Aratinga sositialis* ist am kranialen Pol des Ovars eine runde Zubildung zu sehen (siehe Abbildung 50).

Das Eileiterband und der Eileiter sind in der Regel gut sichtbar. Der Eileiter ist stets deutlich breiter als der Harnleiter (siehe Abbildung 49). Folgt man dem Eileiter, so überkreuzen sich Eileiter und Harnleiter zwischen der Divisio renalis media und caudalis und der Eileiter verläuft anschließend dorsal des Harnleiters weiter.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 19 zusammengefasst.

Tabelle 19: Übersicht zu den morphologischen Befunden der weiblichen Geschlechtsorgane der untersuchten südamerikanischen Sittiche.

Vogelart	Alter in Wochen	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Ligamentum oviductus	Rudiment des rechten Ovars
<i>Aratinga</i> spp. (n=8)	8 - 12	Zum Teil bis fast vollständig	Länglich-dreieckig	1x zum Teil pigmentiert, Porzellanweiß	Feine- tiefe Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Brotogeris cyanoptera</i> (n=1)	7	Zum Teil	Dreieckig	Blassrosa	Fein granuliert	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Cyanoliseus patagonus bloxami</i> (n=1)	24	Zum Teil	Dreieckig	Porzellanweiß	Glatt	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Enicognathus leptorhynchus</i> (n=1)	16	Fast vollständig	Dreieckig	Porzellanweiß	Glatt	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Guarouba guarouba</i> (n=1)	21	Fast vollständig	Dreieckig	Porzellanweiß	Feine Rinnen	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Myiopsitta monachus</i> (n=2)	22 - 31	Zum Teil bis fast vollständig	Oval-dreieckig	Porzellanweiß-blassrosa	Glatt- Follikel	Kräftig	Nicht sichtbar

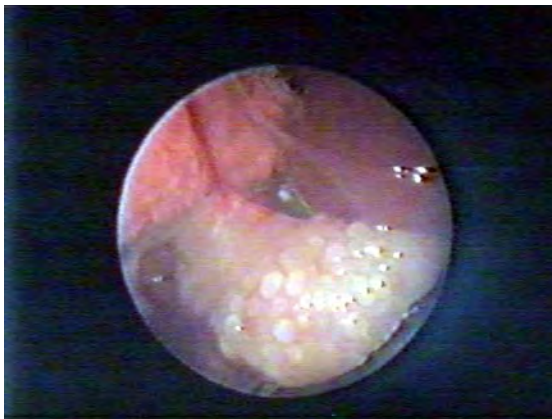


Abbildung 47: Ovar einer 31 Wochen alten *Myiopsitta monarchus*. Es sind zahlreiche Follikel in Ausbildung zu sehen.

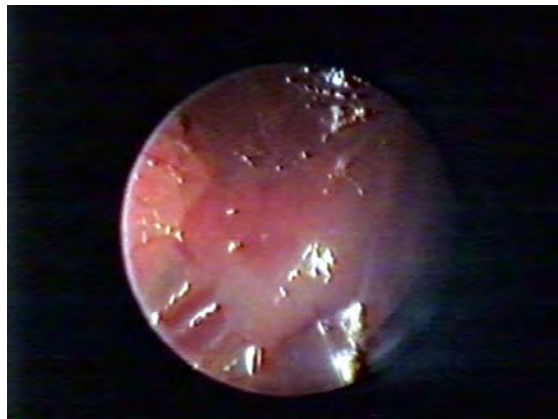


Abbildung 48: Ovar einer 22 Wochen alten *Myiopsitta monarchus*. Das Ovar ist sehr klein und zeigt eine völlig glatte Oberfläche.

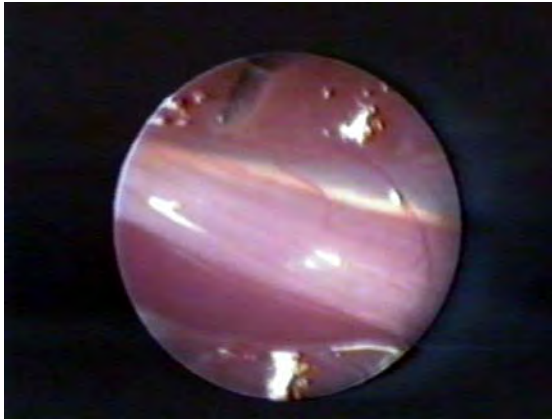


Abbildung 49: Der Ovidukt ist stets breiter als der Ureter. Es ist deutlich die Querstreifung zu erkennen.

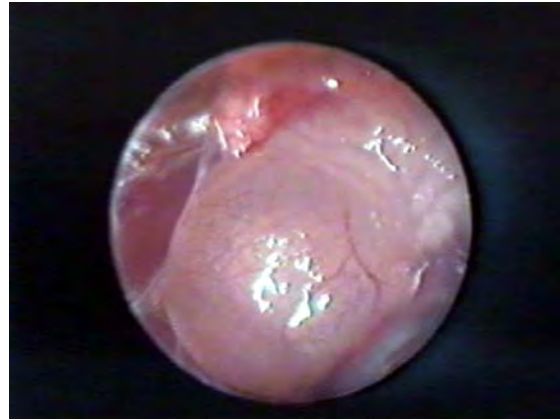


Abbildung 50: Zubildung am Ovar einer 10 Wochen alten *Aratinga solstitialis*.

4.4.3.7 Südamerikanische Papageien (*Deroptus* sp., *Graydidascalus* sp., *Pionites* spp., *Pionus* spp., *Pionopsitta* sp.)

Tabelle 20 : Wissenschaftliche und deutsche Namen der untersuchten südamerikanischen Papageien nach ROWLEY und COLLAR (1997).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Gattung	Unter-		
			Tribi	familie	Familie
<i>Deroptus accipitrinus fuscifrons</i>					
Linnaeus, 1758	Fächerpapagei	Deroptus	Arini	Psittacinae	Psittacidae
		Graydidas-			
<i>Graydidascalus brachyurus</i> Kuhl, 1820	Kurzschwanzpapagei	calus	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pionites leucogaster leucogaster</i> Kuhl, 1820	Rostkappenpapagei	Pionites	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pionites leucogaster xanthomeria</i> Kuhl, 1820	Rostkappenpapagei	Pionites	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pionites melanocephala</i> Linnaeus, 1758	Grünzügelpapagei	Pionites	Arini	Psittacinae	Psittacidae
	Scharlachkopf-				
<i>Pionopsitta pileata</i> Scopoli, 1769	papagei	Pionopsitta	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pionus chalcopterus</i> Fraser, 1841	Glanzflügelpapagei	Pionus	Arini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Pionus senilis</i> Spix, 1824	Glatzenkopfpapagei	Pionus	Arini	Psittacinae	Psittacidae

Insgesamt wurden in dieser Gruppe 20 Arini untersucht, davon 12 Hähne und acht Hennen.

Zum Zeitpunkt der Endoskopie befanden sich die Tiere in einem Alter zwischen 12 und 23 Wochen.

Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane südamerikanischer Papageien

Die Länge der linken Hoden entspricht stets ungefähr der Länge der Nebenniere, wobei diese regelmäßig doppelt so breit ist. Die Hoden sind meist porzellanweiß mit vereinzelt sichtbaren Gefäßen (siehe Abbildung 51 und 52). Lediglich ein *Graydidascalus brachyurus* und ein *Pionus senilis* haben rosarote Gonaden. Keine der untersuchten Arini hat eine pigmentierte Gonade.

Bei sieben der 12 untersuchten Hähne konnte der Hoden der rechten Seite dargestellt werden. Er ist stets kleiner als der linke (siehe Abbildung 51).

Der Samenleiter ist zum Teil schwer zu verfolgen. Sein Durchmesser entspricht in etwa dem halben Durchmesser der Harnleiters.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 21 zusammengefasst.

Tabelle 21: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane der untersuchten südamerikanischen Papageien.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Deropterus accipitrinus fuscifrons</i> (n=3)	16 - 19	0,75-1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 2 von 3 darstellbar
<i>Graydidascalus brachyurus</i> (n=1)	12	1x NN	Zylinderförmig	rosarot	Vereinzelt Gefäße	Nicht darstellbar
<i>Pionites spp.</i> (n=5)	13 - 24	1-1,5x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Vereinzelt Gefäße	Bei 3 von 5 darstellbar
<i>Pionus spp.</i> (n=3)	17 - 24	1,5x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß - rosarot	Vereinzelt Gefäße	Bei 2 von 3 darstellbar



Abbildung 51: Linker und rechter Hoden eines 16 Wochen alten *Deroptyus accipitrinus fuscifrons*.



Abbildung 52: Linker Hoden eines 17 Wochen alten *Pionus chalcopterus*.

Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane der südamerikanischen Papageien

Das Ovar ist von porzellanweißer Farbe. Keine der Hennen hat eine pigmentierte Ovaroberfläche. Die Oberfläche variiert von glatt bis zu mittelkräftigen Rinnen. Follikel sind noch nicht zu sehen.

Nur bei einer Henne, einer *Pionites leucogaster xanthomeria*, konnte ein Rudiment des rechten Ovars gesehen werden. Es ist entsprechend kleiner und von glatter Oberfläche (siehe Abbildung 53).

Der Eileiter ist stets deutlich breiter als der Harnleiter (siehe Abbildung 54). Meist ist die Querstreifung gut zu erkennen. Das Eileiterband ist als kräftige, weiße Struktur gut darstellbar.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 22 zusammengefasst.

Tabelle 22: Übersicht zu den morphologischen Befunden der weiblichen Geschlechtsorgane der untersuchten südamerikanischen Papageien.

Vogelart	Alter in Wochen	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Ligamentum oviductus	Rudiment des rechten Ovars
<i>Deroptus accipitrinus fuscifrons</i> (n=1)	16	Zum Teil	Dreieckig	Porzellanweiß	Glatt	Kräftig	n= 0
<i>Graydidascalus brachyurus</i> (n=1)	12	Zum Teil	Dreieckig	Porzellanweiß	Glatt	Kräftig	n= 0
<i>Pionites spp.</i> (n=5)	13 - 16	Zum Teil	Länglich-Dreieckig	Porzellanweiß	Glatt- feine Rinnen	Kräftig	n= 1
<i>Pionopsitta pileata</i> (n=1)	23	Fast vollständig	Dreieckig	Porzellanweiß	Mittelkräftige Rinnen	Schmal	n= 0

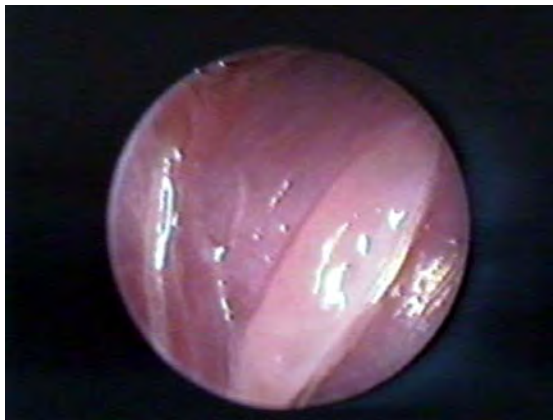


Abbildung 53: Durch die Luftsackwand ist das Rudiment des rechten Ovars sichtbar (*Pionites leucogaster xanthomeria*, 16 Wochen).



Abbildung 54: Der Eileiter verläuft zunächst ventral des Harnleiters und ist stets breiter als der Harnleiter (*Pionites leucogaster xanthomeria*, 16 Wochen).

4.4.3.8 Großsittiche (Tribi Platycercini und Psittaculini (exklusive *Agapornis* sp.))

Tabelle 23 : Wissenschaftliche und deutsche Namen der untersuchten Großsittiche nach ROWLEY und COLLAR (1997).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Gattung	Tribi	Unterfamilie	Familie
<i>Cyanoramphus auriceps</i> Kuhl, 1820	Springsittich	Cyanoram-	Platycercini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Cyanoramphus novaezelandiae</i>		phus			
<i>Cyanoramphus novaezelandiae</i> Sparman, 1787	Ziegensittich	Cyanoram-	Platycercini	Psittacinae	Psittacidae
		phus			
<i>Psephotus dissimilis</i> Collet, 1898	Collettsittich	Psephotus	Platycercini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Alisterus chloropterus moszkowskii</i> Reichenow, 1911	Papuasittich	Alisterus	Psittaculini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Psittacula alexandri alexandri</i> Linnaeus, 1758	Bartsittich	Psittacula	Psittaculini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Tanygnathus lucionensis</i> Linnaeus, 1766	Blaunackenpapagei	Tanygnathus	Psittaculini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Tanygnathus megalorhynchus</i> Boddaert, 1783	Schwarzschulter-	Tanygnathus	Psittaculini	Psittacinae	Psittacidae
	papagei				
<i>Tanygnathus sumatranus</i> Raffles, 1822	Everettpapagei	Tanygnathus	Psittaculini	Psittacinae	Psittacidae

Insgesamt wurden in dieser Gruppe 30 Platycercini und Psittaculini untersucht, davon neun Hähne und 21 Hennen.

Zum Zeitpunkt der Endoskopie befanden sich die Tiere in einem Alter zwischen neun und 32 Wochen.

Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane der Großsittiche

Die Form der Gonaden schwankt von rundlich über bohnen- bis zylinderförmig. Sie sind stets etwas kürzer als die Nebenniere. Die Farbe wechselt von porzellanweiß zu blassrosa mit Ausnahme des *Alisterus chloropterus moszkowskii*, der als einziger in dieser Gruppe zwei völlig schwarz pigmentierte Hoden hat (Abbildung 55) und eines *Cyanoramphus novaezelandiae novaezelandiae*, dessen Hoden einen Gelbstich aufweisen.

Der Hoden der rechten Seite konnte bei drei der neun Hähne dargestellt werden. Er ist stets kleiner als der linke, wenn zum Teil auch nur geringfügig.

Der Ductus deferens ist meist sehr fein und schwer zu verfolgen (Abbildung 56).

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 24 zusammengefasst.

Tabelle 24: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane der untersuchten Großsittiche.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Alisterus chloropterus moszkowskii</i> (n=1)	22	0,25x NN	Bohnenförmig	Pigmentiert	Keine Gefäße sichtbar	Darstellbar
<i>Cyanoramphus novaezelandiae novaezelandiae</i> (n=2)	8 -32	0,75x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß-gelblich	Keine Gefäße sichtbar	Bei 1 von 2 darstellbar
<i>Psephotus dissimilis</i> (n=2)	10	0,75x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß	Keine Gefäße sichtbar	Nicht darstellbar
<i>Psittacula alexandri</i> (n=3)	9 - 12	0,5-1x NN	Zylinderförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 1 von 3 darstellbar
<i>Tanygnathus</i> spp. (n=1)	13	0,5x NN	Kugelig	Blassrosa	Keine Gefäße sichtbar	Nicht darstellbar

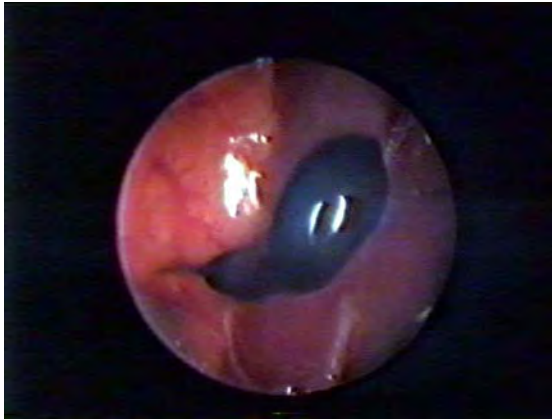


Abbildung 55: Linker Testis mit völlig schwarz pigmentierter Oberfläche eines 22 Wochen alten *Alisterus chloropterus moszkowskii*.

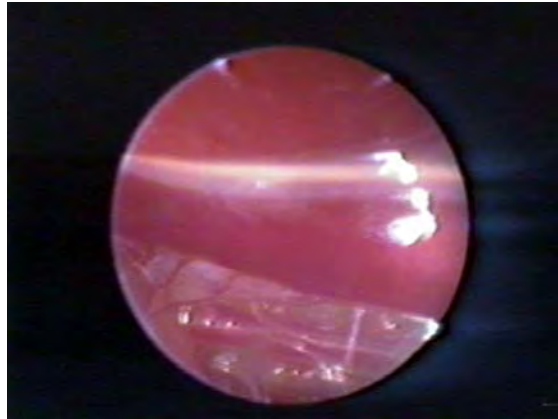


Abbildung 56: Der Ductus deferens ist meist sehr fein und schwer zu verfolgen. Er verläuft zunächst ventral des Ureters (*Psittacula alexandri alexandri*, 12 Wochen).

Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane der Großsittiche

Die Farbe der Ovarien variiert von porzellanweiß, blassrosa bis gelblich. Ovarien mit pigmentierter Oberfläche finden sich bei den beiden untersuchten *Alisterus chloropterus moszkowskii* und bei einer von zwei untersuchten *Psephotus dissimilis*.

Ein Rudiment des rechten Ovars wurde in dieser Gruppe bei drei *Psittacula alexandri alexandri* vorgefunden (siehe Abbildung 58).

In dieser Gruppe befinden sich die Ovarien, trotz vergleichbaren Alters der Hennen, in sehr unterschiedlichen Entwicklungsstadien.

So finden sich bei neun von 10 untersuchten *Cyanoramphus spp.* bereits zahlreiche Follikel auf der Ovaroberfläche, obwohl die Hennen sich erst in einem Alter zwischen neun und 15 Wochen befinden (siehe Abbildung 57). Abweichend hiervon findet sich bei einer 20 Wochen alten Henne kein Ovargewebe. Das Ligamentum oviductus und der Ovidukt sind jedoch kräftig ausgebildet, so daß an der Geschlechtsdiagnose kein Zweifel besteht.

Ein ganz anderes Bild ist bei den *Tanygnathus spp.* vorzufinden. Obwohl die vier

untersuchten Hennen sich bereits in einem Alter zwischen 14 und 24 Wochen befinden, ist noch kaum Ovargewebe vorzufinden. Es findet sich lediglich eine gläserne, fettgewebeähnliche Masse kaudal und ventral der Nebenniere. Das Ligamentum oviductus und der Ovidukt sind jedoch kräftig ausgebildet, so daß auch bei diesen Hennen kein Zweifel an der Geschlechtsdiagnose besteht.

Die Ovarien der untersuchten *Psephotus dissimilis*, *Psittacula alexandri alexandri* und *Alisterus chloropterus moszkowskii* nehmen in ihrem Entwicklungsstadium eine Zwischenstellung ein. Die Nebennieren sind zum Großteil von Ovargewebe bedeckt, die Oberfläche der Ovarien wechselt von glatt über feine bis tiefe Rinnen bis hin zu einer fein granulierten Oberfläche.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 25 zusammengefasst.

Tabelle 25: Übersicht zu den morphologischen Befunden der weiblichen Geschlechtsorgane der untersuchten Großsittiche.

Vogelart	Alter in Wochen	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Ligamentum oviductus	Rudiment des rechten Ovars
<i>Alisterus chloropterus moszkowskii</i> (n=2)	22	Fast vollständig	Dreieckig	Pigmentiert	Feine Rinnen	Kräftig	n= 0
<i>Cyanoramphus auriceps</i> (n=4)	14 - 15	Fast vollständig	Traubenförmig	Blassrosa	Zahlreiche Follikel	Kräftig	n= 0
<i>Cyanoramphus novaezelandiae novaezelandiae</i> (n=6)	9 - 20	Fast vollständig	Traubenförmig	Porzellanweiß-blassrosa	Zahlreiche Follikel	Schmalkräftig	n= 0
<i>Psephotus dissimilis</i> (n=2)	10	Zum Teil bis vollständig	Oval-dreieckig	1x pigmentiert, 1x porzellanweiß	Glatt, über tiefe Rinnen bis fein granuliert	Schmalkräftig	n= 0
<i>Psittacula alexandri</i> (n=3)	10 - 12	Zum Teil	Dreieckig	Porzellanweiß-blassrosa	Glatt	Schmalkräftig	n= 3
<i>Tanygnathus</i> spp. (n=4)	13 - 24	Gar nicht bis zum Teil	Dreieckig	1x gelblich, 1x blassrosa, 2x porzellanweiß	Glatt- feine Rinnen	Schmalkräftig	n= 0



Abbildung 57: Ovar mit zahlreichen Follikeln eines 15 Wochen alten *Cyanoramphus auriceps*. Die Nebenniere ist vollständig von Ovargewebe verdeckt.

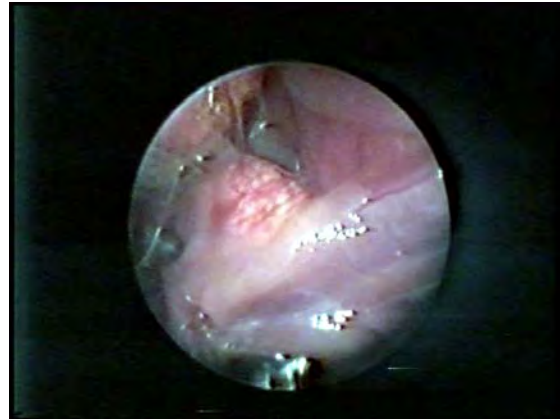


Abbildung 58: Linkes Ovar mit völlig glatter Oberfläche sowie Rudiment des rechten Ovars einer 12 Wochen alten *Psittacula alexandri alexandri*.

4.4.3.9 Afrikanische Papageien (*Psittacus* spp., *Poicephalus* spp., *Agapornis* sp.)

Tabelle 26 : Wissenschaftliche und deutsche Namen der untersuchten afrikanischen Papageien nach ROWLEY und COLLAR (1997).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Gattung	Tribi	Unterfamilie	Familie
<i>Poicephalus meyeri</i> Cretzschmar, 1827	Goldbugpapagei	Poicephalus	Psittacini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Poicephalus robustus fuscicollis</i> Gmelin, 1788	Kappapagei	Poicephalus	Psittacini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Poicephalus rufiventris</i> Ruppell, 1845	Rotbauch-Mohrenkopfpapagei	Poicephalus	Psittacini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Psittacus erithacus erithacus</i> Linnaeus, 1758	Graupapagei	Psittacus	Psittacini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Psittacus erithacus timneh</i> Linnaeus, 1758	Graupapagei	Psittacus	Psittacini	Psittacinae	Psittacidae
<i>Agapornis lilianae</i> Shelley, 1894	Erdbeerköpfchen	Agapornis	Psittaculini	Psittacinae	Psittacidae

Insgesamt wurden in dieser Gruppe 44 Psittacini und Psittaculini untersucht, davon 28 Hähne und 16 Hennen.

Zum Zeitpunkt der Endoskopie befanden sich die Tiere in einem Alter zwischen 12 und 24 Wochen.

Morphologie der männlichen Geschlechtsorgane der afrikanische Papageien

Die Farbe schwankt von porzellanweiß, gelblich, blassrosa bis rosarot. Nur ein Hahn dieser Gruppe, ein *Poicephalus rufiventrus*, hat eine zum Teil pigmentierte Hodenoberfläche.

Die Hoden sind bei *Poicephalus spp.* und *Psittacus spp.* stets kürzer als die Nebenniere (siehe Abbildung 60). Im Gegensatz hierzu weisen die über vier Monate alten *Agapornis lilianae* sehr prominente Hoden auf (siehe Abbildung 59). Ihre Länge entspricht in etwa der doppelten Länge der Nebenniere. Zudem ist bei diesen Hähnen eine kräftige Gefäßzeichnung vorzufinden.

Der Hoden der rechten Seite konnte bei 10 der 28 Hähne dargestellt werden. In drei Fällen ist der rechte Hoden kleiner und von kugeligere Gestalt. Bei den übrigen gleicht er in Form und Farbe dem linken.

Der Ductus deferens kann regelmäßig gezeigt werden. Er ist meist im Durchmesser schmaler als der Ureter.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 27 zusammengefasst.

Bei einem 10 Wochen alten *Psittacus erithacus erithacus* sind Strukturen beider Geschlechter ausgebildet: Es ist zwar ein Ligamentum oviductus und ein Ovidukt vorhanden, die Gonade ist nach ihrer Form und Beschaffenheit jedoch als Hoden anzusprechen. Bei einer Nahaufnahme sind auf der sonst glatten Oberfläche feine Gefäße zu sehen, jedoch keine punktförmigen Aufhellungen wie es bei einem Ovar zu erwarten wäre.

Es wurden Biopsien der Gonade und des Oviductus entnommen. In der histologischen Untersuchung wurde Ovar- und Eileitergewebe gefunden und der Vogel demnach dem weiblichen Geschlecht zugeordnet.

Tabelle 27: Übersicht zu den morphologischen Befunden der männlichen Geschlechtsorgane der untersuchten afrikanischen Papageien.

Vogelart	Alter in Wochen	Länge des Hodens im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Darstellung des rechten Hodens
<i>Poicephalus</i> spp. (n=5)	19 - 24	0,5-0,75x NN	Eiförmig- zylinderförmig	1x zum Teil pigmentiert, blassrosa	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 1 von 5 darstellbar
<i>Psittacus</i> spp. (n=11)	12 - 21	0,5-0,75x NN	Zylinderförmig	Blassrosa	Keine- vereinzelt Gefäße	Bei 1 von 11 darstellbar
<i>Agapornis lilianae</i> (n=12)	14 - 17	0,5-2x NN	Zylinderförmig	2x porzellanweiß, 7x blassrosa, 2x rosarot, 1x gelblich	Keine- kräftige Gefäßzeichnung	Bei 8 von 12 darstellbar

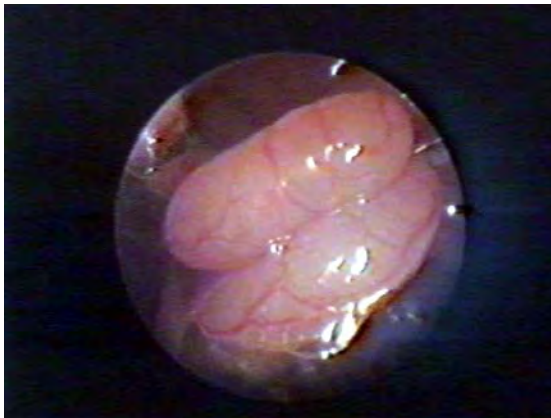


Abbildung 59: Sehr prominenter rechter und linker Hoden mit kräftiger Gefäßzeichnung eines 16 Wochen alten *Agapornis lilianae*.



Abbildung 60: Vergleichsweise kleiner Hoden ohne erkennbare Gefäße eines 16 Wochen alten *Psittacus erithacus timneh*.

Morphologie der weiblichen Geschlechtsorgane der afrikanischen Papageien

Die Farbe der Ovarien variiert auch hier zwischen porzellanweiß, blassrosa und gelblich. Keine der untersuchten Hennen hat eine pigmentierte Ovaroberfläche.

Die einzige untersuchte weibliche *Agapornis lilianae* (16 Wochen) zeigt ein Ovar mit fein granulierter Oberfläche, das die Nebenniere fast vollständig verdeckt. Ebenso verhält es sich bei zwei von vier untersuchten 24 Wochen alten *Poicephalus* spp.. Das Ovar ist fein granuliert, die Nebenniere fast vollständig verdeckt (siehe Abbildung 62). Die Ovarien der anderen beiden Hennen, eine 20 und eine 24 Wochen alt, ähneln Fettgewebe und bedecken die Nebenniere nur zum Teil.

Die untersuchten *Psittacus* spp. befinden sich in einem Alter zwischen 16 und 21 Wochen. Ihr Ovar ist porzellanweiß, seltener blassrosa, mit glatter Oberfläche und bedeckt die Nebenniere meist nur zum Teil (siehe Abbildung 61).

Das Ligamentum oviductus und der Ovidukt sind regelmäßig zu sehen.

Die morphologischen Befunde sind in Tabelle 28 zusammengefasst.

Tabelle 28: Übersicht zu den morphologischen Befunden der weiblichen Geschlechtsorgane der untersuchten afrikanischen Papageien.

Vogelart	Alter in Wochen	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form	Farbe	Oberflächenstruktur	Ligamentum oviductus	Rudiment des rechten Ovars
<i>Poicephalus</i> spp. (n=4)	20 - 24	Zum Teil- fast vollständig	Dreieckig	Blassrosa	Glatt- fein granuliert	Kräftig	Nicht sichtbar
<i>Psittacus</i> spp. (n=11)	16 - 21	Zum Teil bis fast vollständig	Länglich-dreieckig	Porzellan-weiß-blassrosa	Glatt- feine Rinnen	Kräftig	Bei 1 von 11 sichtbar
<i>Agapornis lilianae</i> (n=1)	16	Fast vollständig	Dreieckig	Gelblich	Fein granuliert	Schmal	Nicht sichtbar

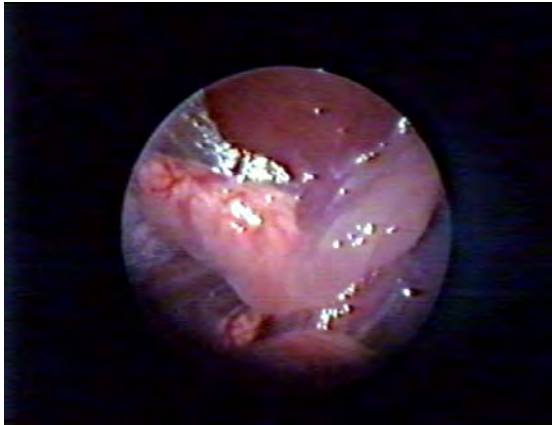


Abbildung 61: Ovar eines 10 Wochen alten *Psittacus erithacus timneh*.

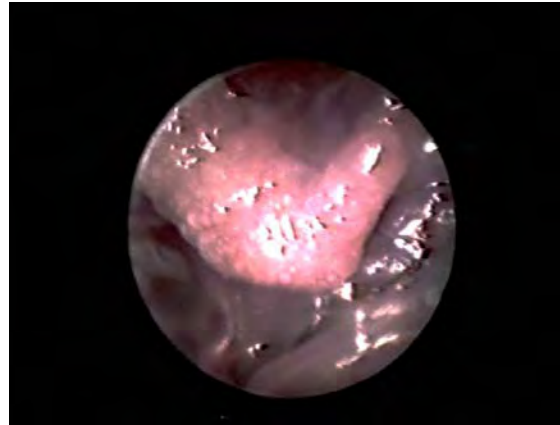


Abbildung 62: Ovar mit fein granulierter Oberfläche eines 24 Wochen alten *Poicephalus meyeri*.

4.5 Makroskopische Befunde an den Gonaden

Innerhalb einer Spezies sind Ovar bzw. Hoden nicht immer völlig einheitlich hinsichtlich Größe, Form, Oberflächenstruktur und Pigmentierung. Diese Intraspezies-Variationen können nicht allein aufgrund der endoskopischen Erscheinungsbilder in pathologische Befunde und Abweichungen innerhalb der biologischen Variabilität aufgetrennt werden. Die nachfolgenden Tabellen vermitteln eine Übersicht zu den Befunden.

Tabelle 29: Morphologische Befunde an den Hoden der endoskopisch untersuchten Psittazidae.

Psittazidengruppe	Länge im Vergleich zur Nebenniere (NN)	Form	n pigmentiert	n nicht pigmentiert	Strukturen der Oberfläche	Darstellung des rechten Hodens
Kakadus (n=11)	1-1,5 x NN	Zylinderförmig	9	2	Meist keine Gefäße sichtbar	Bei 1 von 11 darstellbar
Loris (n=9)	0,5-2 x NN	Eiförmig bis zylinderförmig	0	9	Sehr unterschiedliche Gefäßzeichnung	Nicht darstellbar
Amazonen (n=24)	1-2 x NN	Zylinderförmig	0	24	Vereinzelt bis zum Teil sehr starke Gefäßzeichnung	Bei 3 von 24 darstellbar
Aras (n=33)	1-4 x NN	Zylinderförmig	2	31	Sehr unterschiedliche Gefäßzeichnung	Bei 13 von 33 darstellbar
Rotschwanzsittiche (n=30)	0,5-1,5x NN	Zylinderförmig	0	30	Meist keine Gefäße sichtbar	Bei 20 von 30 darstellbar
Südamerikanische Sittiche (n=17)	1-2x NN	Eiförmig bis zylinderförmig	1	16	Meist keine Gefäße sichtbar	Bei 11 von 17 darstellbar
Südamerikanische Papageien (n=12)	0,75-1,5x NN	Zylinderförmig	0	12	Meist vereinzelt sichtbare Gefäße	Bei 7 von 12 darstellbar
Großsittiche (n=9)	0,25-0,75x NN	Bohnen- bis zylinderförmig	1	8	Meist keine Gefäße sichtbar	Bei 3 von 9 darstellbar
Afrikanische Papageien (n=28)	0,5-2 x NN	Eiförmig bis zylinderförmig	1	27	Zum Teil sehr starke Gefäßzeichnung	Bei 10 von 28 darstellbar

Tabelle 30: Morphologische Befunde an den Eierstöcken der endoskopisch untersuchten Psittazidae.

Psittaziden- gruppe	Überlagerung der Nebenniere von Ovargewebe	Form	n pigmen- tiert	n nicht pigmentiert	Strukturen der Oberfläche	Rudiment des rechten Ovar
Kakadus (n=5)	3-4 x NN	Kommaförmig - dreieckig	1	4	Glatt bis tiefe Furchen	Nicht sichtbar
Loris (n=12)	Fast vollständig	Dreieckig - traubenförmig	1	11	Glatt über feine Rinnen bis hin zu Follikeln	Bei 1 von 12 sichtbar
Amazonen (n= 30)	Zum Teil bis vollständig	Länglich- dreieckig	0	30	Glatt über tiefe Rinnen bis zu fein granuliert und vereinzelt Follikel	Bei 1 von 30 sichtbar
Aras (n=30)	Gar nicht bis fast vollständig	Länglich- dreieckig	11	19	Glatt über feine Rinnen bis hin zu Follikeln	Bei 3 von 30 sichtbar
Rotschwanz- sittiche (n=31)	Zum Teil bis vollständig	Länglich- dreieckig	1x zum Teil	30	Glatt, über feine Rinnen bis zu tiefen Rinnen	Bei 4 von 31 sichtbar
Süd- amerikanische Sittiche (n=14)	Zum Teil bis fast vollständig	Länglich- dreieckig	1x zum Teil	13	Glatt, über tiefe Rinnen bis zur Follikelbildung	Nicht sichtbar
Süd- amerikanische Papageien (n=8)	Zum Teil bis fast vollständig	Länglich- dreieckig	0	8	Glatt bis mittelkräftige Rinnen	Bei 1 von 8 sichtbar
Großsittiche (n=21)	Zum Teil bis fast vollständig	Dreieckig - traubenförmig	3	18	Glatt, über tiefe Rinnen bis zur Follikelbildung	Bei 3 von 21 sichtbar
Afrikanische Papageien (n=16)	Zum Teil bis fast vollständig	Länglich- dreieckig	0	16	Glatt, über feine Rinnen bis zur Follikelbildung	Bei 1 von 16 sichtbar

4.6 Bakteriologische und mykologische Befunde

Insgesamt konnten aus 282 der 340 Tupferproben aus der Kloake Bakterien isoliert werden. Bei 58 Tieren waren weder auf der Blutagarplatte noch auf der Mac-Conkey-Agar-Platte Bakterienkolonien nachweisbar. Gram-negative Keime wurden in 92 Fällen nachgewiesen. Dabei wurde deren Menge 20-mal in die Kategorie „+“, 27-mal in „++“, 10-mal in „+++“ und in 35 Fällen in die Kategorie „wenig“ eingeteilt. *E. coli* wurden in 91 Fällen nachgewiesen. Mittels des API-10-Testsystems wurden in einer Probe *Klebsiella pneumoniae* und in einer Probe *Klebsiella oxytoca* nachgewiesen. In 36 Fällen wurden Gram-negative Bakterien als Reinkultur direkt vom Kloakenabstrich isoliert. Mehrheitlich (in 56 Fällen) handelt es sich jedoch um Mischkulturen mit verschiedenen Gram-positiven Bakterien.

Gram-positive Bakterien wurden aus insgesamt 227 Tupferproben isoliert. Hierbei waren *Micrococcus* spp. (82 Proben) und *Lactobacillus* spp. (101 Proben) die dominierenden Keime. Nicht selten wurden beide Keime in ein und derselben Tupferprobe nachgewiesen. *Corynebacterium* spp. wurden bei 21 Vögeln vorgefunden, *Bacillus* spp. bei sechs, *Proteus* bei vier Tieren und *Streptococcus* spp. bei lediglich zwei Tieren. Nicht selten wurde eine Mischkultur Gram-positiver Keime vorgefunden, die nicht weiter differenziert wurde.

In nur drei Tupferproben konnten Pilze nachgewiesen werden. Dabei handelt es sich in zwei Fällen um Hefespezies (1 mal „+“ *Candida tropicalis*, 1 mal „wenig“ verschiedene Hefen) und bei einem einzigen Vogel wurde eine Kolonie *Aspergillus* spp. vorgefunden. Die Ergebnisse der bakteriologischen und mykologischen Untersuchung sind in Tabelle 31 zusammengefasst.

Tabelle 31: Ergebnisse der bakteriologischen und mykologischen Untersuchung. Mehrfach Nennungen sind möglich.

Mikrobiologische Untersuchungsergebnisse	Anzahl
Kein Bakterienwachstum	58 (17,1 %)
Nachweis Gram-negativer Keime	92 (27,1 %)
Davon <i>E. coli</i>	91 (26,8 %)
Davon als Reinkultur	36 (10,6 %)
Davon <i>Klebsiella</i> spp.	2 (0,6 %)
Davon als Reinkultur	0 (0 %)
Mischkultur mit gram-positiven Keimen	56 (16,5 %)
Nachweis Gram-positiver Keime	227 (66,8 %)
Davon Gram-positive Mischkultur	109 (32,1 %)
Davon <i>Micrococcaceae</i> spp.	82 (24,1 %)
<i>Lactobacillus</i> spp.	101 (29,7 %)
<i>Corynebacterium</i> spp.	21 (6,2 %)
<i>Streptococcus</i> spp.	2 (0,6 %)
<i>Proteus</i> spp.	4 (1,2 %)
<i>Bacillus</i> spp.	6 (1,8 %)
Nachweis von Pilzwachstum	3 (0,9 %)
Davon Hefen	2 (0,6 %)
<i>Aspergillus</i> spp.	1 (0,3 %)

4.7 Pathologische Befunde an weiteren Organen

4.7.1 Lunge

Bei einem 16 Wochen alten *Psittacus erithacus timneh* wurde eine diagnostische Endoskopie infolge Dyspnoe durchgeführt. Unter medikamenteller Therapie zeigte sich keine Besserung der klinischen Symptomatik. Im Zuge der Endoskopie erfolgte gleichzeitig eine Geschlechtsbestimmung.

In der Endoskopie wurde ein trübes, dickflüssiges Sekret in den Bronchien vorgefunden (siehe Abbildung 65). Es wurde eine Tupferprobe des Sekretes entnommen und diese auf einem Objektträger zur mikroskopischen Nativuntersuchung ausgestrichen. Bei dem Sekret handelte es sich um aspirierten Futterbrei.

Der Patient verstarb fünf Tage nach der endoskopischen Untersuchung an den schweren Folgen der hochgradigen Aspirationspneumonie.

Bei vier der 340 endoskopisch untersuchten Psittaziden wurde vermehrt seröse Flüssigkeit auf den Luftsackmembranen vorgefunden (siehe Abbildung 66). Anhand der endoskopischen Befunde ist von einer milden Aerosacculitis auszugehen. Keine der vier Psittaziden zeigte klinische Symptome.

Infolge der vermehrten Sekretion ist die endoskopische Untersuchung erschwert, da sich permanent ein Film vor die Linse des Endoskops legt, der zu einem verschwommenen Bild führt.

Bei einem 15 Wochen alten *Cyanoramphus auriceps* wurde ein Pilzgranulom auf der Luftsackmembran vorgefunden (siehe Abbildung 67). Der Jungvogel zeigte keine klinischen Symptome. Das Granulom wurde mit der Fremdkörperzange unter Sichtkontrolle entfernt und eine Aspergillose-Therapie eingeleitet.

4.7.2 Niere

Im Zuge der endoskopischen Untersuchungen ist aufgefallen, daß die Nieren der vier untersuchten *Amazona mercenaria* im Vergleich zu den anderen untersuchten Arten kleiner zu sein scheinen (siehe Abbildung 63).

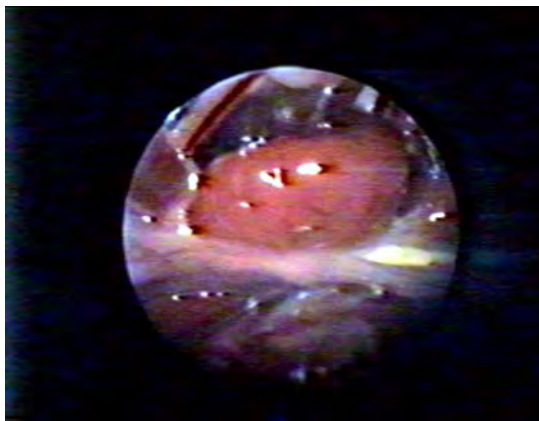


Abbildung 63: Gesunde Niere (Divisio renalis media) einer 16 Wochen alten *Amazona mercenaria*. Der Ureter ist zum Teil vom Ovidukt verdeckt.



Abbildung 64: Der Ureter wird erstmals kranial der Divisio renalis media sichtbar und verläuft in der Regel zunächst dorsal des Ovidukts (*Cyanoramphus auriceps*, 16 Wochen).

Bei einer *Pionopsita pileata* (24 Wochen) wurde infolge einer massiven Polyurie eine diagnostische Endoskopie durchgeführt. Im Rahmen dieser Untersuchung erfolgte auch eine Geschlechtsbestimmung.

Die Nieren zeigten eine grobhöckrige Oberfläche mit zahlreichen weißen Stippchen (siehe Abbildung 68). Bei den weißen Stippchen ist von Uratablagerungen auszugehen. Solche Ablagerungen werden bei fehlender oder mangelnder Wasseraufnahme schnell vorgefunden und schwinden nach Infusionstherapie innerhalb kürzester Zeit (persönliche Mitteilung, BÜRKLE, 2005). Die grob höckrige Oberfläche der Nieren ist jedoch ein ernst zu nehmender Befund, der für ein chronisches Geschehen mit starker Beeinträchtigung der Nierenfunktion spricht.

Das Tier verstarb wenige Tage nach der Untersuchung an den schweren Folgen der Niereninsuffizienz.



Abbildung 65: Lunge eines 16 Wochen alten *Psittacus erithacus timneh* mit Aspirationspneumonie. Im Ostium ist ein milchig-trübes Sekret zu erkennen.

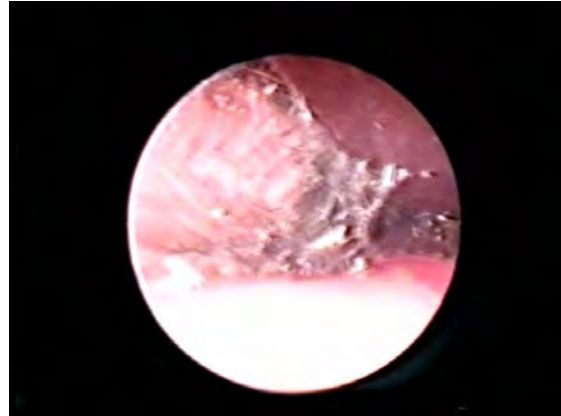


Abbildung 66: Aerosacculitis. Auf den Luftsackmembranen ist vermehrt seröse Flüssigkeit vorzufinden (*Pyrrhura cruentata*, 20 Wochen).

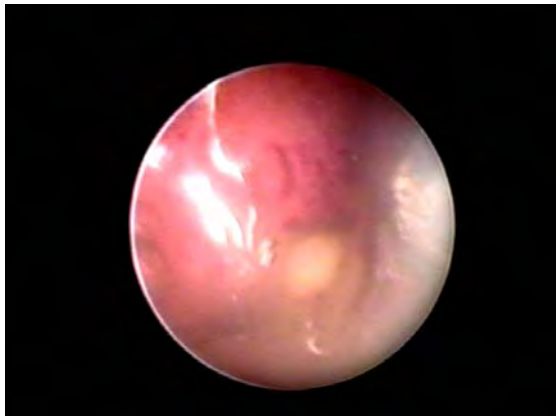


Abbildung 67: Pilzgranulom auf der Luftsackmembran eines 15 Wochen alten *Cyanoramphus auriceps*.

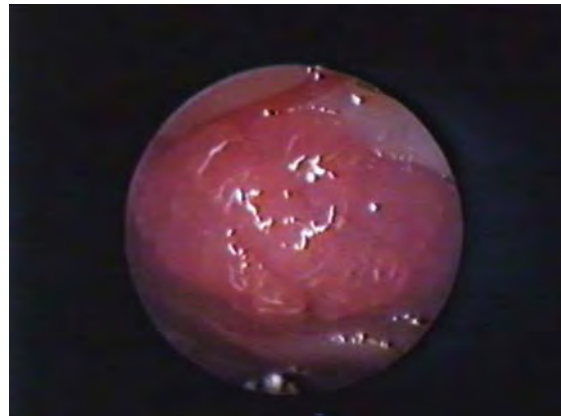


Abbildung 68: Niere (Divisio renalis media) mit grobhöckriger Oberfläche und zahlreichen weißen Stippchen (*Pionopsitta pileata*, 24 Wochen).

4.8 Körpermasse und Körperlänge der untersuchten Spezies

Tabelle 32: Arithmetische Mittel der gemessenen Körpermasse und Körperlänge aller* untersuchten Arten und Unterarten.

Vogelart	Alter in Wochen	Anzahl	Körpermasse g	Körperlänge cm
<i>Agapornis lilianae</i>	14-17	13	34	14,7
<i>Alisterus chloropterus moszkowskii</i>	22	3	131	37
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	20-32	4	1206	79,8
<i>Ara ambigua</i>	26-30	4	1108	78,7
<i>Ara ararauna</i>	13-25	3	1023	82,9
<i>Ara chloroptera</i>	18	4	1148	76,2
<i>Ara (Propyrrhura) couloni</i>	24	3	267	52
<i>Ara glaucogularis</i>	16-34	13	695	72,8
<i>Ara macao</i>	22-36	7	895	75
<i>Ara(Propyrrhura) maracana</i>	14-19	4	227	40,1
<i>Ara (Diopsittaca) nobilis cumanensis</i>	14-15	5	174	34,2
<i>Ara(Diopsittaca) nobilis nobilis</i>	15	3	147	32,7
<i>Ara rubrogenys</i>	21-31	5	473	55
<i>Ara severa</i>	12-18	6	332	43,5
<i>Aratinga rubritorquis</i>	9-14	5	120	26,9
<i>Aratinga pertinax pertinax</i>	11	1	78	24,7
<i>Aratinga solstisialis</i>	8-14	9	99	28,3
<i>Amazona aestiva aestiva</i>	18-22	2	367	33,4
<i>Amazona amazonica</i>	22	1	319	30,1
<i>Amazona barbadensis</i>	16-22	4	264	31,8
<i>Amazona brasiliensis</i>	13-19	2	426	35,1
<i>Amazona finschii</i>	22-27	3	322	32,7
<i>Amazona leucocephala leucocephala</i>	16-20	4	228	30,7
<i>Amazona mercenaria</i>	16	3	335	33,6
<i>Amazona ochrocephala auropalliata</i>	24	2	525	35,8
<i>Amazona ochrocephala ochrocephala</i>	20	1	398	34,9
<i>Amazona ochrocephala oratrix</i>	14-15	3	413	38,2
<i>Amazona ochrocephala panamensis</i>	16-25	8	408	33,4
<i>Amazona ochrocephala tresmariae</i>	14	2	429	36,3
<i>Amazona ochrocephala xantholaema</i>	19-26	3	442	36,4
<i>Amazona rhodocorytha</i>	16-30	7	475	35,8
<i>Amazona tucumana</i>	20	1	230	30,05

Fortsetzung Tabelle 32: Arithmetische Mittel der gemessenen Körpermasse...

Vogelart	Alter in Wochen	Anzahl	Körpermasse g	Körperlänge cm
<i>Amazona viridigenalis</i>	17-18	3	340	32,5
<i>Brotogeris cyanoptera</i>	7-11	4	61	18,8
<i>Cacatua alba</i>	27	2	589	44,6
<i>Cacatua galerita eleonora</i>	25-27	3	562	42,5
<i>Cacatua leadbeateri</i>	14-25	6	331	37,9
<i>Cacatua sulphurea citinocristata</i>	23-26	2	380	38
<i>Cacatua sulphurea sulphurea</i>	15-18	2	310	33,8
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	24	1	275	44
<i>Cyanoramphus auriceps</i>	14-15	4	44	23,9
<i>Cyanoramphus novaezelandiae novaezelandiae</i>	8-32	8	52	25,6
<i>Derophtus accipitrinus fuscifrons</i>	16-19	2	226	35,8
<i>Enicognathus leptorhynchus</i>	16	3	249	37,3
<i>Eolophus roseicapillus</i>	17	1	295	34,5
<i>Eos semilarvata</i>	28	1	98	25
<i>Graydidascalus brachyurus</i>	12	2	186	23,1
<i>Guarouba guarouba</i>	15-21	4	211	33,7
<i>Lorius domicellus</i>	16	1	188	27,5
<i>Lorius garrulus morataianus</i>	14	2	173	28,4
<i>Myiopsitta monachus</i>	22-31	3	102	29,1
<i>Neopsittacus pullicauda</i>	8	2	27	17
<i>Northiella haematogaster haematogaster</i>		2	85	32,3
<i>Pionites leucogaster leucogaster</i>	13-24	3	134	22,9
<i>Pionites leucogaster xanthomeria</i>	16-18	4	115	23
<i>Pionites melanocephala</i>	15-16	3	142	24,1
<i>Pionus chalcopterus</i>	17	2	233	26,8
<i>Pionus senilis</i>	24	1	200	35,8
<i>Poicephalus meyeri</i>	24	4	111	22,5
<i>Poicephalus robustus fuscicollis</i>	19-20	3	262	29,8
<i>Poicephalus rufiventris</i>	24	2	127	23,8
<i>Psephotus dissimilis</i>	10	4	45	25,7
<i>Psittacula alexandrii alexandrii</i>	9-12	6	94	25,6
<i>Psittaculirostris edwardsii</i>	12	2	87	19,1
<i>Psittacus erithacus erithacus</i>	14-18	2	394	33
<i>Psittacus erithacus timneh</i>	12-21	20	285	29,3

Fortsetzung Tabelle 32: Arithmetische Mittel der gemessenen Körpermasse...

Vogelart	Alter in Wochen	Anzahl	Körpermasse g	Körperlänge cm
<i>Pyrrhura cruentata</i>	9-25	14	83	27
<i>Pyrrhura egregia</i>	20-25	5	61	23,1
<i>Pyrrhura lepida coerulescens</i>	8-12	3	67	25,2
<i>Pyrrhura leucotis griseipectus</i>	8	2	44	21,8
<i>Pyrrhura lepida lepida</i>	9	3	63	24,4
<i>Pyrrhura melanura souancei</i>	27	1	59	20,5
<i>Pyrrhura molinae molinae</i>	8-9	3	57	25,7
<i>Pyrrhura perlata</i>	8-12	16	74	24
<i>Pyrrhura picta roseifrons</i>	7-10	6	61	23,3
<i>Pyrrhura picta picta</i>	12	3	64	23,7
<i>Pyrrhura rodocephala</i>	12	2	73	25,8
<i>Pyrrhura rupicola sandiae</i>	12	3	71	24,1
<i>Tanygnathus lucionensis</i>	13	2	173	29,9
<i>Tanygnathus megalorynchus</i>	24	1	372	38,9
<i>Tanygnathus sumatranus</i>	23	2	278	34,1
<i>Trichoglossus flavorides meyeri</i>	14	1	48	17,3
<i>Trichoglossus chlorolepidotus</i>	17	1	81	24,2
<i>Trichoglossus (Psitteuteles) goldei</i>	16	2	50	19,5
<i>Trichoglossus haematodus capistratus</i>	14	1	103	23,5
<i>Trichoglossus haematodus mitchelli</i>	14-22	2	88	24,3
<i>Trichoglossus haematodus moluccanus</i>	11-17	3	135	29,7
<i>Trichoglossus haematodus rosenbergii</i>	10	1	113	24,4
<i>Trichoglossus haematodus rubritorquis</i>	22	1	119	29
<i>Trichoglossus johnstoniae</i>	11-16	1	47	18
<i>Trichoglossus ornathus</i>	12	1	96	23,6

*Die Anzahl der in dieser Tabelle aufgeführten Psittaziden stimmt nicht mit der Anzahl der endoskopisch untersuchten Psittaziden überein, da infolge von fehlenden oder abgebrochenen Federn nicht alle gemessen werden konnten und deshalb nicht in die Auswertung aufgenommen wurden.

4.9 Messungen an den Extremitäten

Tabelle 33: Arithmetische Mittel der gemessenen Flügelspannweite, Länge des Tibiotarsus und der Ulna sowie Durchmesser des Tarsometatarsus aller* untersuchten Arten und Unterarten.

Vogelart	Anzahl	Flügelspann- weite cm	Tibiotarsus cm	Ulna cm	Tarsometata- tarsus mm
<i>Agapornis lilianae</i>	13	27,1	3	2,6	2,5
<i>Alisterus chloropterus moszkowskii</i>	3	52,3	5,4	5,1	3,1
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	4	118	10,7	13,4	8
<i>Ara ambigua</i>	4	118,9	10,5	13,2	8,5
<i>Ara ararauna</i>	3	119	9,7	12,6	8,4
<i>Ara chloroptera</i>	4	120,7	10,1	14,4	8,5
<i>Ara (Propyrrhura) couloni</i>	3	59	6,1	6,5	5,5
<i>Ara glaucogularis</i>	13	101,5	8,6	10,4	8,5
<i>Ara macao</i>	7	107,7	9,1	11,5	8
<i>Ara (Propyrrhura) maracana</i>	4	64	5,8	6	4,6
<i>Ara nobilis cumanensis</i>	5	55,5	5,2	5,2	4,3
<i>Ara nobilis nobilis</i>	3	54,3	4,9	5,1	4
<i>Ara rubrogenys</i>	5	88,3	7,8	9,0	5,6
<i>Ara severa</i>	6	75,7	6,8	7,8	5,6
<i>Aratinga rubritorquis</i>	5	48,4	4,8	4,7	3,9
<i>Aratinga pertinax</i>	1	41,8	4	4,3	4
<i>Aratinga solstitialis</i>	9	44,7	4,1	4,5	4
<i>Amazona aestiva aestiva</i>	2	67,3	6,6	7,2	5
<i>Amazona amazonica</i>	1	62,5	6,3	7,2	5,4
<i>Amazona barbadensis</i>	4	64,3	6,2	6,9	4,8
<i>Amazona brasiliensis</i>	2	69,5	7,2	7,9	7
<i>Amazona finschii</i>	3	64,6	6,5	7,5	5,5
<i>Amazona leucocephala leucocephala</i>	4	61,5	6,4	6,6	4,9
<i>Amazona mercenaria</i>	3	68,9	7,1	7,8	5,5
<i>Amazona ochrocephala. Auropalliata</i>	2	70,5	7,3	8,3	5,8
<i>Amazona ochrocephala ochrocephala</i>	1	66	7,2	7,8	7,5
<i>Amazona ochrocephala oratrix</i>	3	62,1	7,6	8,4	6,2
<i>Amazona ochrocephala. Panamensis</i>	8	66,9	7,2	7,6	6,1

Fortsetzung Tabelle 33: Arithmetische Mittel der gemessenen Flügelspannweite, Länge des Tibiotarsus und der Ulna sowie Durchmesser des Tarsometatarsus...

Vogelart	Anzahl	Flügelspann- weite cm	Tibiotarsus cm	Ulna cm	Tarsometata- rsus mm
<i>Amazona ochrocephala tresmariae</i>	2	73,5	7,6	8,1	6,8
<i>Amazona ochrocephala xantholaem</i>	3	73,7	8,1	8,6	7
<i>Amazona rhodocorytha</i>	7	71,3	7,3	7,9	6,5
<i>Amazona tucumana</i>	1	63,4	5,8	6,5	4,5
<i>Amazona viridigenalis</i>	3	65,8	6,6	7,5	5,3
<i>Brotogeris cyanoptera</i>	4	38,8	4	4,2	3,9
<i>Cacatua alba</i>	2	94,4	9,1	10,6	7,8
<i>Cacatua galerita eleonora</i>	3	51	8,6	10,5	6,8
<i>Cacatua leadbeateri</i>	6	80,8	7,2	9,3	5,7
<i>Cacatua sulphurea citinocristata</i>	2	76,8	7,8	8,7	6,9
<i>Cacatua sulphurea sulphurea</i>	2	74	6,9	8	6
<i>Cyanoliseus patagonus</i>	1	72,3	6,3	6,8	4,8
<i>Cyanoramphus auriceps</i>	4	33,1	3,8	3,3	3,1
<i>Cyanoramphus novaezelandiae novaezelandiae</i>	8	37,6	4,3	3,3	2,7
<i>Deroptins accipitrinus fuscifrons</i>	2	60,9	5,7	6,4	4,8
<i>Enicognathus leptorhynchus</i>	3	64,6	6,4	6	4,2
<i>Eolophus roseicapillus</i>	1	79,2	6,8	7,7	5
<i>Eos semilarvata</i>	1	41,3	4,6	3,5	3
<i>Graydidascalus brachyurus</i>	2	49,8	5,2	5,5	4,5
<i>Guarouba guarouba</i>	4	60,1	5,3	5,9	4,5
<i>Lorius domicellus</i>	1	50,6	5,8	4,7	4,5
<i>Lorius garrulus morataianus</i>	2	47,2	5,7	4,6	4,6
<i>Myiopsitta monachus</i>	3	45,5	4,5	4,5	3,5
<i>Neopsittacus pullicauda</i>	2	28	3,4	2,5	2
<i>Northiella haematogaster haematogaster</i>	2	41,4	4,3	3,8	2,5
<i>Pionites leucogaster leucogaster</i>	3	43,5	4,9	4,7	4,7
<i>Pionites leucogaster xanthomeria</i>	4	43,4	4,9	4,5	4,9
<i>Pionites melanocephala</i>	3	43,9	4,9	4,6	4,9
<i>Pionus chalcopterus</i>	2	58,5	5,8	6,4	5,9
<i>Pionus senilis</i>	1	55	5,6	5,9	4
<i>Poicephalus meyeri</i>	4	46,2	4,5	4,8	4,1
<i>Poicephalus robustus</i>	3	62,2	6,4	7	4,8
<i>Poicephalus rufiventrus</i>	2	48,7	4,8	5	4,1

Fortsetzung Tabelle 33: Arithmetische Mittel der gemessenen Flügelspannweite, Länge des Tibiotarsus und der Ulna sowie Durchmesser des Tarsometatarsus...

Vogelart	Anzahl	Flügelspannweite cm	Tibiotarsus cm	Ulna cm	Tarsometatarsus mm
<i>Psephotus dissimilis</i>	4	35,8	3,2	3,3	2,3
<i>Psittacula alexandrii</i>	6	44,9	4,5	4,4	3,5
<i>Psittaculirostris edwardsii</i>	2	35,3	4,3	3,6	3,6
<i>Psittacus erithacus erithacus</i>	2	77,1	7,6	8,5	5,8
<i>Psittacus erithacus timneh</i>	20	65,7	6,2	6,7	5,1
<i>Pyrrhura cruentata</i>	14	43,2	4,2	4,3	3,5
<i>Pyrrhura egregia</i>	5	38,5	3,9	3,7	3,1
<i>Pyrrhura lepida coerulescens</i>	3	39,5	3,8	3,7	3,5
<i>Pyrrhura leucotis griseipectus</i>	2	34,4	3,4	3,4	2,9
<i>Pyrrhura lepida lepida</i>	3	38,3	3,6	3,7	3,4
<i>Pyrrhura melanura souancei</i>	1	36,8	3,5	3,9	4
<i>Pyrrhura molinae molinae</i>	3	38,5	3,6	3,7	2,8
<i>Pyrrhura perlata</i>	16	41,3	4,1	3,9	3,1
<i>Pyrrhura picta roseifrons</i>	6	37,9	3,8	3,9	3,2
<i>Pyrrhura picta picta</i>	3	37,5	3,7	3,9	3,2
<i>Pyrrhura rodocephala</i>	2	39,9	3,8	3,9	3
<i>Pyrrhura rupicola</i>	3	37,7	3,8	3,9	3,3
<i>Tanygnathus lucionensis</i>	2	55,2	5,2	5,7	4,8
<i>Tanygnathus megalorynchus</i>	1	71,5	6,7	7,3	6,4
<i>Tanygnathus sumatranus</i>	2	59,8	6,2	6	5,8
<i>Trichoglossus flavorides meyeri</i>	1	29,6	3,2	2,7	2,3
<i>Trichoglossus chlorolepidotus</i>	1	39,3	3,8	3,3	3,6
<i>Trichoglossus (Psitteuteles) goldei</i>	2	26,6	3,5	2,8	3
<i>Trichoglossus haematodus capistratus</i>	1	41,8	4,8	3,9	3,2
<i>Trichoglossus haematodus mitchelli</i>	2	38,5	4,5	3,5	3,7
<i>Trichoglossus haematodus moluccanus</i>	3	45,6	4,7	4,2	3,7
<i>Trichoglossus haematodus rosenbergii</i>	1	41	4,9	3,9	3,5
<i>Trichoglossus haematodus rubritorquis</i>	1	43,7	4,6	4	3
<i>Trichoglossus johnstoniae</i>	1	30,9	3,5	2,3	3
<i>Trichoglossus ornathus</i>	1	41,5	4,5	3,8	4

*Die Anzahl der in dieser Tabelle aufgeführten Psittaziden stimmt nicht mit der Anzahl der endoskopisch untersuchten Psittaziden überein, da infolge von fehlenden oder abgebrochenen Federn nicht alle gemessen wurden und deshalb nicht in die Auswertung aufgenommen wurden.

5 Diskussion

5.1 Narkose

Eine sichere und gute Narkose ist Voraussetzung für eine erfolgreiche endoskopische Untersuchung. Nicht nur um den Stress für den Vogel möglichst gering zu halten, sondern auch zum Zweck der anatomischen Orientierung, die für eine gründliche Untersuchung Voraussetzung ist. Die Verwendung der Isoflurannarkose für die endoskopische Untersuchung hat sich bereits in zahlreichen Studien bewährt und gilt als das Standardverfahren (TAYLOR, 2001). Durch die Verwendung des Isoflurans ist eine sehr schnelle Einleitung über die Maske möglich, wodurch der Stress für den Vogel gering gehalten werden kann. Bei keinem der 340 untersuchten Psittaziden kam es, trotz der stark atemdepressiven Wirkung des Isoflurans, zum Atemstillstand. Vermutlich ist die sehr kurze Narkosedauer ein begünstigender Faktor, da, wenn von einem geübten Untersucher durchgeführt, der Eingriff in etwa fünf Minuten dauert.

Das Narkoserisiko ist bei der Verwendung von Isofluran vernachlässigbar gering.

5.2 Zugang zur endoskopischen Untersuchung

Die endoskopische Geschlechtsbestimmung bei Psittaziden erfolgt stets von der linken Körperseite, da weibliche Psittaziden, wie auch die meisten anderen Vogelarten, in der Regel nur das linke Ovar entwickeln (WAIBL und SINOWATZ, 1992; KORBEL, 1993; TAYLOR, 1995; HOCHLEITHNER und HOCHLEITHNER, 1995).

Es sind zwei verschiedene Zugangspunkte beschrieben worden, in beiden Fällen erfolgt der Zugang über den kaudalen thorakalen Luftsack: entweder wird das linke Femur nach kaudal gestreckt, so daß kranial des Femurs, hinter der letzten Rippe oder auch über den letzten Intercostalraum eingegangen wird (HOCHLEITHNER und HOCHLEITHNER, 1995; KORBEL, 1999; LIERZ, 2004). Oder das linke Femur wird nach kranial gestreckt, so daß der Zugangspunkt kaudal des Femurs liegt (TAYLOR, 1994/b; SAMOUR, 2000). Es ist jedoch anzumerken, daß je nach Fragestellung auch andere Zugänge in Erwägung gezogen werden sollten. So wird eine bessere Darstellung

der Divisio renalis caudalis mit einem direkten Zugang in den abdominalen Luftsack erzielt. Auf diese Möglichkeit soll in dieser Arbeit jedoch nicht weiter eingegangen werden.

Ein Zugang kaudal des Femurs bietet den Vorteil einer größeren Bewegungsfreiheit des Endoskops, da die Oberschenkelmuskulatur nicht im Wege ist. Zum anderen ist zu bedenken, daß die Lunge der Vögel in der Regel bis zur vorletzten Rippe reicht, bei manchen aber auch darüber hinaus (VOLLMERHAUS und SINOWATZ, 1992). Als Beispiel seien hier die Aras genannt (KORBEL, 1993). So wird mit diesem Zugangspunkt eine Verletzung der Lunge auch bei Vögeln mit weit nach kaudal reichender Lunge vermieden. Aus genannten Gründen wurde in der vorliegenden Arbeit ein Zugang kaudal des Femurs angewandt.

Anatomische Orientierungspunkte, erstmals von TAYLOR (1994/b) beschrieben, sind die Sehne des Musculus semimembranosus (Musculus flexor cruris medialis) sowie die letzte Rippe. Hinter der letzten Rippe, unterhalb der Sehne des Musculus semimembranosus, wird der Schnitt gesetzt. Diese anatomischen Punkte konnten bei allen Psittaziden, mit Ausnahme adipöser Tiere, leicht gefunden werden und stellen somit eine gute, reproduzierbare Hilfestellung dar.

Die Gefahr einer Perforation von inneren Organen ist ohne die Verwendung eines spitzen Trockars und bei richtig gewähltem Zugang vernachlässigbar gering.

Der Zugang über den kaudalen thorakalen Luftsack hat sich auch in dieser Studie bewährt. Von diesem Zugangspunkt kann problemlos in den abdominalen Luftsack und auch in den kranialen thorakalen Luftsack vorgedrungen werden. Die linke Seite wird stets zuerst untersucht, da von dieser Seite die meisten Organe visualisiert werden können. Je nach Fragestellung sollte eine Untersuchung über die rechte Körperseite angeschlossen werden. Bei einer Untersuchung zum Zwecke der Geschlechtsbestimmung ist dies nicht notwendig.

5.3 Methodik der Endoskopie zur Geschlechtsbestimmung

Wird eine endoskopische Untersuchung zur Geschlechtsbestimmung durchgeführt, so steht die Darstellung der Gonaden im Mittelpunkt. Bei juvenilen Psittaziden hat es sich zum Zweck einer sicheren Geschlechtsdiagnose als äußerst hilfreich erwiesen, nicht nur den linken Hoden bzw. Eierstock darzustellen, sondern auch Samenleiter bzw. Eileiter und Eileiterband. Insbesondere das Vorhandensein eines Eileiterbandes über der Divisio renalis cranialis sollte stets kontrolliert werden. So konnten in der vorliegenden Arbeit drei der 340 untersuchten juvenilen Psittaziden anhand der Morphologie der Geschlechtsorgane zunächst keinem Geschlecht zugeordnet werden, da von der Morphologie der Gonade zunächst von einem Hoden ausgegangen werden musste, jedoch ein kräftig ausgebildetes Eileiterband über dem kranialen Pol der Niere zu sehen war.

In einer Studie untersuchte TAYLOR (1989) 50 Aras im Alter von 6 Wochen bis sieben Monaten und kam zu dem Schluss, daß bei weiblichen Tieren Ovar, Ovidukt und Ligamentum oviductus, bei männlichen Tieren linker und rechter Testis sowie der Ductus deferens dargestellt werden sollten. In der hier vorliegenden Arbeit konnte der rechte Hoden nicht immer gesehen werden. Dennoch war eine sichere Geschlechtsdiagnose möglich, sofern der linke Hoden und Samenleiter zu sehen und Strukturen der weiblichen Geschlechtsorgane nicht vorzufinden waren.

Außer der Betrachtung und Beurteilung der Geschlechtsorgane sollten aber stets auch die weiteren zugänglichen Organe der Leibeshöhle untersucht werden, insbesondere die Lunge und zugängliche Luftsackmembranen, die Niere, Nebenniere, Leber sowie die zugänglichen Bereiche des Magen-Darmtraktes. Die Milz ist nicht immer leicht aufzufinden, sollte aber, wenn möglich, auch begutachtet werden. Die abschließende Untersuchung der übrigen Organe der Leibeshöhle ist von großer Bedeutung, da hiervon wesentlich das Beurteilungsvermögen der Reproduktionsfähigkeit abhängen kann.

5.4 Körpermaße

Unabhängig von Körpergröße und –masse wurden alle 340 Psittaziden nach dem gleichen Schema endoskopisch untersucht. Die Körpermasse der untersuchten Arten reicht von 27 g (Mittelwert der untersuchten *Neopsittaca pullicauda*) bis 1206 g (Mittelwert der untersuchten *Anodorhynchus hyacinthinus*), die Körperlänge von 14,7 cm (Mittelwert der untersuchten *Agapornis lilianae*) bis 82,9 cm (Mittelwert der untersuchten *Ara ararauna*).

Die anatomischen Orientierungspunkte nach TAYLOR (1994/b) sind auch bei den kleinsten untersuchten Arten gut aufzufinden. Das verwendete Endoskop mit einer Länge von 11 cm und einem Durchmesser von 2,7 mm eignet sich sowohl für die kleinsten, als auch für die größten untersuchten Psittaziden.

5.5 Entwicklung der Geschlechtsorgane

Bei Untersuchungen juveniler Psittaziden verschiedener Arten ist der unterschiedliche Grad der Geschlechtsreife zu berücksichtigen, da manche Arten bereits im Alter von einem halben Jahr, andere erst mit vier bis fünf Jahren geschlechtsreif werden. Auch ist zu beachten, daß die Geschlechtsreife in Gefangenschaft aufgezogener Papageien nicht immer derjenigen freilebender Tiere entspricht. Im Folgenden wird zunächst auf den Eintritt der Geschlechtsreife der jeweiligen Art eingegangen (siehe Tabelle 34) und anschließend Bezug zu den morphologischen Veränderungen an den Gonaden genommen. Bei den hier genannten Angaben der Geschlechtsreife handelt es sich um Erfahrungswerte des Kurators des Loro Parque.

Tabelle 34: Angaben zur Geschlechtsreife der untersuchten Psittaziden (persönliche Mitteilung, REINSCHMIDT, 2005).

Wissenschaftlicher Name	Zuchtalter (in Jahren)
<i>Amazona aestiva aestiva</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Amazona albifrons albifrons</i> Sparrman, 1788	2
<i>Amazona amazonica</i> Linnaeus, 1766	3
<i>Amazona autumnalis autumnalis</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Amazona barbadensis</i> Gmelin, 1788	3
<i>Amazona brasiliensis</i> Linnaeus, 1758	4
<i>Amazona finschi</i> Sclater, 1864	3
<i>Amazona leucocephala leucocephala</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Amazona mercenaria</i> Tschudi, 1844	3
<i>Amazona ochrocephala auropalliata</i> Gmelin, 1788	4
<i>Amazona ochrocephala ochrocephala</i> Gmelin, 1788	4
<i>Amazona ochrocephala oratrix</i> Gmelin, 1788	4
<i>Amazona ochrocephala panamensis</i> Gmelin, 1788	4
<i>Amazona ochrocephala tresmariae</i> Gmelin, 1788	4
<i>Amazona ochrocephala xantholaema</i> Gmelin, 1788	4
<i>Amazona pretrei</i> Temminck, 1830	3
<i>Amazona rhodocorytha</i> Salvadori, 1890	4
<i>Amazona tucumana</i> Cabanis, 1885	2
<i>Amazona viridigenalis</i> Cassin, 1853	3
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i> Latham, 1790	W*ab 5, M* ab 6
<i>Ara ambigua</i> Bechstein, 1811	4-5
<i>Ara ararauna</i> Linnaeus, 1758	4
<i>Ara chloroptera</i> Gray GR, 1859	4
<i>Ara glaucogularis</i> Dabbene, 1921	4
<i>Ara macao</i> Linnaeus, 1758	4
<i>Ara rubrogenys</i> Lafresnaye, 1847	4
<i>Ara severa</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Aratinga acuticaudate acuticaudata</i> Vieillot, 1818	3
<i>Aratinga holochlora holochlora</i> Sclater PL, 1859	3
<i>Aratinga pertinax pertinax</i> Linnaeus, 1758	2
<i>Aratinga rubritorquis</i> P. L. Sclater, 1887	3
<i>Aratinga solstitialis</i> Linnaeus, 1758	2
<i>Brotogeris cyanopectus</i> Salvadori, 1891	2
<i>Cyanoliseus patagonus bloxami</i> Olson, 1995	3
<i>Derophtus accipitrinus fuscifrons</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Diopsittaca nobilis cumanaensis</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Diopsittaca nobilis nobilis</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Enicognathus leptorhynchus</i> King, 1831	3
<i>Graydidascalus brachyurus</i> Kuhl, 1820	3
<i>Guarouba guarouba</i> Gmelin, 1788	3

Fortsetzung Tabelle 34: Angaben zur Geschlechtsreife der untersuchten Psittaziden
(persönliche Mitteilung, REINSCHMIDT, 2005).

Wissenschaftlicher Name	Zuchtalter (in Jahren)
<i>Myiopsitta monachus</i> Boddaert, 1783	2
<i>Pionites leucogaster leucogaster</i> Kuhl, 1820	3
<i>Pionites leucogaster xanthomeria</i> Kuhl, 1820	3
<i>Pionites melanocephala</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Pionopsitta pileata</i> Scopoli, 1769	2
<i>Pionus chalcopterus</i> Fraser, 1841	3
<i>Pionus senilis</i> Spix, 1824	2
<i>Pionus sordulus corallinus</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Propyrrhura couloni</i> Sclater, 1876	3
<i>Propyrrhura maracana</i> Vieillot, 1816	3
<i>Pyrrhura cruentata</i> Wied-Neuwied, 1820	2
<i>Pyrrhura egregia</i> Sclater PL, 1881	2
<i>Pyrrhura lepida coerulescens</i> Neuman, 1927	2
<i>Pyrrhura lepida lepida</i> Wagler, 1832	2
<i>Pyrrhura leucotis griseipectus</i> Salvadori, 1900	2
<i>Pyrrhura melanura souancei</i> Verreaux, 1858	2
<i>Pyrrhura molinae molinae</i> Massena & Souancé, 1854	2
<i>Pyrrhura perlata</i> Spix, 1824	2
<i>Pyrrhura picta picta</i> Müller, 1776	2
<i>Pyrrhura picta roseifrons</i> Gray, 1859	2
<i>Pyrrhura rhodocephala</i> Sclater & Salvin, 1871	2
<i>Pyrrhura rupicola sandiae</i> Bond & Meyer de Schauensee, 1944	2
<i>Psittaculirostris edwardsii</i> Oustalet, 1885	2
<i>Cyanoramphus auriceps</i> Kuhl, 1820	0,5
<i>Cyanoramphus n. novaezelandiae</i> Sparrman, 1787	0,5
<i>Northiella haematogaster haematogaster</i> Gould, 1838	2
<i>Psephotus dissimilis</i> Collet, 1898	2
<i>Poicephalus meyeri</i> Cretzschmar, 1827	2
<i>Poicephalus robustus fuscicollis</i> Gmelin, 1788	3
<i>Poicephalus rufiventris</i> Ruppell, 1845	2
<i>Poicephalus senegalus</i> Linnaeus, 1766	2
<i>Psittacus erithacus erithacus</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Psittacus erithacus timneh</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Tanygnathus megalorynchos</i> Boddaert, 1783	3
<i>Tanygnathus sumatranus</i> Raffles, 1822	3
<i>Agapornis lilianae</i> Shelley, 1894	1
<i>Alisterus chloropterus moszkowskii</i> Reichenow, 1911	2
<i>Psittacula alexandri alexandri</i> Linnaeus, 1758	2
<i>Tanygnathus lucionensis</i> Linnaeus, 1766	3
<i>Cacatua alba</i> Müller, 1776	3

Fortsetzung Tabelle 34: Angaben zur Geschlechtsreife der untersuchten Psittaziden
(persönliche Mitteilung, REINSCHMIDT, 2005).

Wissenschaftlicher Name	Zuchtalter (in Jahren)
<i>Cacatua ducorpsii</i> Pucheran, 1853	3
<i>Cacatua galerita eleonora</i> Finsch, 1876	3
<i>Cacatua leadbeateri</i> Vigors, 1831	3
<i>Cacatua sulphurea citinocristata</i> Fraser, 1844	3
<i>Cacatua sulphurea sulphurea</i> Gmelin, 1788	3
<i>Eolophus roseicapillus</i> Vieillot, 1817	3
<i>Eos semilarvata</i> Bonaparte, 1850	2
<i>Lorius domicella</i> Linnaeus, 1758	3
<i>Lorius garrulus morotaianus</i> van Bemmelen, 1940	3
<i>Neopsittacus pullicauda</i> Hartert, 1896	1
<i>Psitteuteles (Trichoglossus) goldiei</i> Sharpe, 1882	2
<i>Trichoglossus chlorolepidotus</i> Kuhl, 1820	2
<i>Trichoglossus flavovirides meyeri</i> Wallace, 1863	2
<i>Trichoglossus haematodus capistratus</i> Bechstein, 1811	2
<i>Trichoglossus haematodus mitchelli</i> Gray, 1859	2
<i>Trichoglossus haematodus moluccanus</i> Gmelin, 1788	2
<i>Trichoglossus haematodus rosenbergii</i> Schlegel, 1873	2
<i>Trichoglossus haematodus rubritorquus</i> Vigors & Horsfield, 1827	2
<i>Trichoglossus johnstoniae</i> Hartert, 1903	2
<i>Trichoglossus ornatus</i> Linnaeus, 1758	2

*W= Weibchen; M= Männchen

Altersbedingte morphologische Veränderungen an den Gonaden während der Entwicklung juveniler Psittaziden sind bisher kaum beschrieben. In einer Studie untersuchte TAYLOR (1988) 25 weibliche Aras (*Ara ararauna* n=19, *Ara chloroptera* n=4, *Ara militaris* n=2) im Alter von 7 bis 25 Wochen und beschrieb die morphologisch erkennbaren Veränderungen am Ovar. Die morphologischen Veränderungen am Ovar der selbst untersuchten Hennen dieser Studie stimmen mit der Beschreibung von TAYLOR (1988) überein: Die Oberfläche der Ovarien ist bei sehr jungen Psittaziden zunächst völlig glatt, das Ovar gleicht Fettgewebe. In der weiteren Entwicklung sind feine Furchen zu erkennen, die mit zunehmendem Alter deutlicher werden. Das Ovar bekommt in diesem Stadium infolge der tiefen Furche und Windungen ein hirnlähnliches Aussehen. Beginnt die Follikelreifung, so ist die Oberfläche zunächst fein granuliert.

Durch das massive Wachstum der Follikel bekommt das Ovar schließlich eine traubenförmige Gestalt.

In der vorliegenden Beschreibung der Gonadenmorphologie (siehe Kapitel „Ergebnisse“) sind deutliche Unterschiede trotz vergleichbaren Alters vorzufinden. Auch innerhalb einer Art kann die Reifung sehr unterschiedlich sein. Es ist keine genaue Altersgrenze, höchstens ein Zeitraum zu nennen, in dem die Entwicklung der Gonaden voranschreitet.

So schwankt z.B. das Alter der untersuchten Amazonen mit einem Ovar mit glatter Oberfläche zwischen 13 und 22 Wochen. Amazonen, die feine Furchen auf dem Ovar erkennen lassen, befinden sich in einem Alter zwischen 14 und 28 Wochen. Deutliche, tiefe Furchen, die dem Ovar ein hirnhähnliches Aussehen verleihen, finden sich bei Amazonen zwischen 18 und 24 Wochen. Bei einer 28 Wochen alten *Amazona rhodocorytha* kann bereits eine Follikelentwicklung beobachtet werden, die Oberfläche ist deutlich granuliert. Follikel in Reifung konnten bei einer nur 22 Wochen alten *Amazona ochrocephala panamensis* gesehen werden.

Sehr deutlich wird der unterschiedliche Zeitpunkt der Geschlechtsreife in der Gruppe der Großsittiche. Während *Cyanoramphus* spp. bereits mit sechs Monaten geschlechtsreif sind, sind es *Tanygnathus* spp. erst mit drei Jahren. So finden sich bei neun von 10 untersuchten *Cyanoramphus* spp. (zwischen neun und 15 Wochen alt) bereits zahlreiche Follikel auf der Ovaroberfläche (siehe Abbildung 68, vergleiche auch Abbildung 57). Bei den vier untersuchten *Tanygnathus* spp. hingegen (zwischen 14 und 24 Wochen alt) haben die Ovarien eine völlig glatte Oberfläche (siehe Abbildung 69, vergleiche auch Abbildung 58).

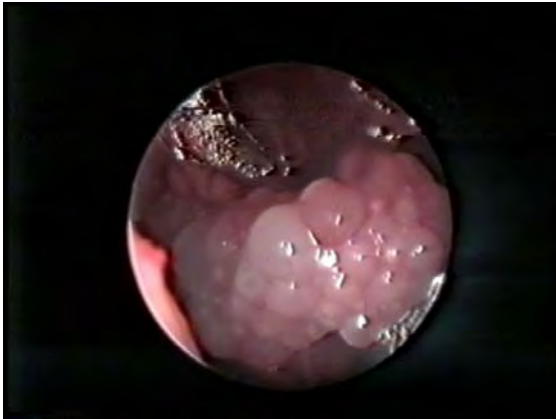


Abbildung 68: Ovar mit zahlreichen Follikeln eines 14 Wochen alten *Cyanoramphus auriceps*.



Abbildung 69: Ventral der Nebenniere ist das Ovar zu sehen. Es zeigt sich gläsern mit völlig glatter Oberfläche und ist schwer als Ovargewebe zu identifizieren (*Tanygnathus sumatranus*, 23 Wochen).

Bei der Untersuchung der Aras fällt auf, daß bei zwei der vier endoskopierte *Propyrrhura maracana* (alle vier zwischen 14 und 19 Wochen alt) lediglich eine kleine, gläserne Masse als Ovar anzusprechen ist. Das Ligamnetum oviductus ist jedoch kräftig ausgebildet, so daß an der Geschlechtsdiagnose keine Zweifel bestehen. Im Vergleich zu den untersuchten *Propyrrhura couloni*, *Diopsittaca spp.* und den *Ara severa*, die alle ebenfalls mit etwa einem Jahr geschlechtsreif werden, scheinen sich die Ovarien der *Propyrrhura maracana* langsamer zu entwickeln.

Die Morphologie der Hoden verändert sich im Vergleich zu den Ovarien kaum. In der Literatur finden sich Angaben über die Zunahme der Gesamtlänge während der Fortpflanzungsperiode um das 200 – 300fache (WAIBL und SINOWATZ, 1992) und sogar Angaben über eine Größenzunahme um das 500fache (SATTERFIELD, 1990; TAYLOR, 1995). Die Größenzunahme allein kann jedoch nicht als Maßstab herangezogen werden, nicht zuletzt da die Größe des Hodens bei den verschiedenen Arten Unterschiede aufweist. Genannt seien die *Ara chloroptera*, bei denen die Länge der linken Gonade auf das drei bis vierfache der Nebenniere geschätzt wurde, während bei den untersuchten *Diopstittaca nobilis cumanensis*, *Diopsittaca nobilis nobilis* und

Ara severa die Länge des linken Hodens nur knapp der Länge der Nebenniere entsprach.

Auch wird eine Zunahme der Gefäße auf der Oberfläche des aktiven Hodens beschrieben (SATTERFIELD, 1990; TAYLOR, 1995). In dem frühen Entwicklungsstadium, in dem sich die untersuchten Hähne befanden, sind die Veränderungen jedoch so geringfügig, daß keine Entwicklungsstadien differenziert werden können.

Lediglich in der Gruppe der afrikanischen Papageien wird der unterschiedliche Zeitpunkt der Geschlechtsreife deutlich: Bei den über 16 Wochen alten *Agapornis lilianae* finden sich prominente Hoden mit einer kräftigen Gefäßzeichnung (siehe Abbildung 59), während die Hoden der jüngeren *Agapornis lilianae* und der übrigen Psittaziden dieser Gruppe (*Poicephalus* spp., *Psittacus* spp.) deutlich kleiner und nicht so stark vaskularisiert sind (siehe Abbildung 60). *Agapornis lilianae* werden bereits mit einem Jahr geschlechtsreif, *Poicephalus* spp. und *Psittacus* spp. erst mit zwei bzw. drei Jahren.

5.6 Geschlechtsdimorphismus

Die meisten zur Ordnung Psittaciformes gehörenden Vögel sind monomorph, einige wenige zeigen jedoch einen phänotypisch erkennbaren Geschlechtsdimorphismus. Hierzu zählen unter anderem auch einige Arten der Kakadus, bei denen adulte Männchen und Weibchen sich anhand der Irisfarbe unterscheiden lassen, jedoch nicht juvenile Männchen und Weibchen (siehe Tabelle 35). Zur Differenzierung des Geschlechtes im juvenilen Alter ist daher auch bei Kakadus eine Geschlechtsbestimmung notwendig.

Tabelle 35: Angaben zur Irisfarbe der untersuchten Kakadus (ROWLEY und COLLAR, 1997).

IRISFARBE			
	Adulte Männchen	Adulte Weibchen	Juvenile Männchen und Weibchen
<i>Cacatua alba</i>	schwarz	rotbraun	dunkelgrau
<i>Cacatua galerita eleonora</i>	dunkelbraun	rotbraun	hellbraun
<i>Cacatua leadbeateri</i>	dunkelbraun	rot	dunkelbraun
<i>Cacatua sulphurea</i>	schwarz	rotbraun	hellgrau
<i>Eolophus roseicapillus</i>	dunkelbraun	pink	braun

Einige weitere Beispiele dimorpher Psittaziden seien genannt:

Edelpapageien (*Eclectus roratus*): Die Männchen besitzen ein grünes, Weibchen ein rotes Federkleid (siehe Abbildung 70).

Helmkakadus (*Callocephalon fimbriatum*): Die Hähne besitzen einen rot gefiederten Kopf, während die Hennen nahezu ganz grau sind (siehe Abbildung 71).

Pflaumenkopfsittich (*Psittacula cyanocephala*): Die Männchen zeigen ein rotblau gefärbtes Kopfgefieder mit einem schmalen schwarzen Band, das vom Unterschnabel zum Nacken zieht, während Weibchen ein blaugraues Kopfgefieder aufweisen (siehe Abbildung 72).

Rotbauch-Mohrenkopf (*Poicephalus rufiventrus*): Die Hähne haben einen orange-roten Bauch, Hennen einen grünen (siehe Abbildung 73).

Das bekannteste Beispiel ist der Wellensittich (*Melopsittacus undulatus*), bei dem die Männchen eine bläuliche, die Weibchen eine braune Wachshaut haben.



Abbildung 70: *Eclectus roratus*, links Henne, rechts Hahn (Foto: Fundación Loro Parque).



Abbildung 71: *Callocephalon fimbriatum*, links Hahn, rechts Henne (Foto: Fundación Loro Parque).



Abbildung 72: *Psittacula cyanocephale*, links Hahn, rechts Henne (Foto: Fundación Loro Parque).

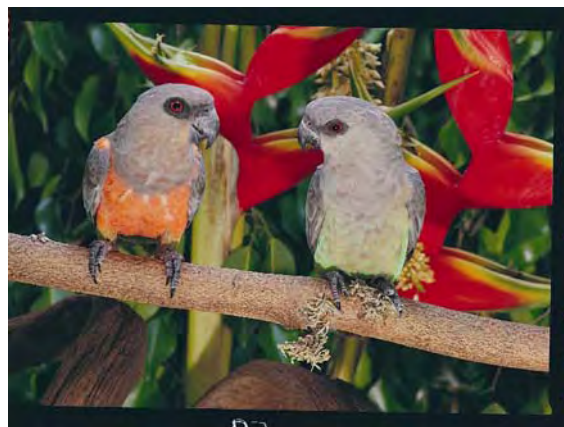


Abbildung 73: *Poicephalus rufiventris*, links Hahn, rechts Henne (Foto: Fundación Loro Parque).

5.7 Geschlechtsbestimmung

337 der 340 endoskopisch untersuchten jungen Psittaziden konnten allein aufgrund der Morphologie der Geschlechtsorgane einem Geschlecht zugeordnet werden. Bei drei der 340 untersuchten Psittaziden waren sowohl Strukturen der männlichen als auch weiblichen Geschlechtsorgane vorgefunden worden, so daß eine Biopsie der Gonaden und des Eileiters mit anschließender histologischer Untersuchung notwendig wurden. Anhand der histologischen Befunde konnten zwei Tiere eindeutig als Hennen identifiziert werden. Bei dem dritten Tier war jedoch histologisch ein inaktiver Hoden und ein histologisch normal ausgebildeter Eileiter vorzufinden, so daß hier von einem Hermaphroditen ausgegangen wird. Das Vorhandensein sowohl männlicher als auch weiblicher Strukturen der Geschlechtsorgane wird bei Psittaziden gelegentlich beobachtet (persönliche Mitteilung CROSTA, 2004). Wie eine Veröffentlichung von RICH (2002/b) zeigt, ist die endoskopische Untersuchung ein wichtiges Diagnostikum, um einen Hermaphroditismus zu erkennen. Wird ausschließlich eine DNA-Untersuchung zur Geschlechtsbestimmung durchgeführt, so wird der Untersucher nur Informationen über das genetische Geschlecht erhalten, während weitere Befunde zu den Gonaden unerkannt bleiben.

Die endoskopische Untersuchung zur Geschlechtsbestimmung juveniler Psittaziden hat sich, sofern von einer erfahrenen Person durchgeführt, als sichere Methode erwiesen. Eine Geschlechtsdiagnose ist ab einem Alter von sieben Wochen möglich. Die Eingriffe sind kurz (etwa 5 Minuten), das Narkoserisiko bei Verwendung von Isofluran als Inhalationsanästhetikum vernachlässigbar gering und die Patienten haben sich alle problemlos und schnell von dem Eingriff erholt. Die Möglichkeit, im Rahmen der Geschlechtsbestimmung auch die übrigen zugänglichen Organe der Leibeshöhle zu betrachten, ist von enormer Bedeutung. Die Beurteilung der Geschlechtsorgane (Entwicklung und Aktivität der Gonaden, pathologische Veränderungen) sowie der übrigen Organe der Leibeshöhle kann wichtige Hinweise über die Zuchttauglichkeit des Psittaziden liefern. Insbesondere für den Züchter oder bei einer Ankaufsuntersuchung sind diese Informationen von großem Wert.

5.8 Makroskopische Befunde an den Geschlechtsorganen

Bei einer *Amazona ochrocephala panamensis* konnten drei runde Zubildungen am kaudalen Pol des linken Testis gesehen werden (siehe Abbildung 30). Diese Zubildungen können auf den ersten Blick für Follikel im Frühstadium gehalten werden. Es handelt sich aber eindeutig um eine männliche Amazone: Die Gonade ist zylinderförmig mit abgerundeten Enden und nicht dorsoventral abgeflacht mit auslaufenden Enden. Es sind keine Strukturen der weiblichen Geschlechtsorgane vorhanden (kein Ovidukt, kein Ligamentum oviductus), stattdessen aber ein Samenleiter. Die Amazone wurde dennoch eine Woche später nochmals endoskopisch untersucht. Es wurden die selben Befunde erhoben, die drei Zubildungen hatten sich nicht verändert. Anhand des sich darstellenden Bildes lässt sich ohne weiterführende Untersuchungen (Biopsie, histologische Untersuchung) höchstens eine Verdachtsdiagnose stellen. Gemäß Erfahrungen aus dem Loro Parque werden solche Zubildungen bei juvenilen Psittaziden gelegentlich vorgefunden (persönliche Mitteilung, CROSTA, 2004). Diese scheinen jedoch ohne Bedeutung für das Tier und das Fortpflanzungsvermögen zu sein.

Bei einer 10 Wochen alten *Aratinga solstitialis* ist eine runde Zubildung am kranialen Pol des Ovars zu sehen (siehe Abbildung 50). Diese Zubildung wurde auf den ersten Blick für ein Follikel gehalten, doch die Henne ist mit 10 Wochen zu jung und das restliche Ovargewebe zeigt eine völlig glatte Oberfläche. Auch hier lässt sich ohne weiterführende Untersuchungen höchstens eine Verdachtsdiagnose stellen. Anhand des Erscheinungsbildes wird von einer Ovarzyste ausgegangen.

5.9 Endoskopie im Vergleich zu anderen Methoden der Geschlechtsbestimmung

Der wesentliche Vorteil einer endoskopischen Untersuchung besteht in der Möglichkeit, die Organe der Leibeshöhle betrachten zu können und dadurch nicht nur das Geschlecht, sondern auch den Entwicklungszustand der Geschlechtsorgane und/oder etwaige krankhafte Veränderungen ermitteln zu können. Werden Veränderungen, die auf einen krankhaften Prozess hinweisen, festgestellt, so können im gleichen Arbeitsgang Tupferproben oder Biopsien zur weiteren Diagnostik entnommen werden. Diesen Vorteilen gegenüber steht die Notwendigkeit eines chirurgischen Eingriffes und das Narkoserisiko.

Die am häufigsten angewandte Methode zur Geschlechtsbestimmung neben der Endoskopie ist die DNA-Analyse mittels PCR. Die Vorteile dieser Methode liegen auf der Hand: Es ist kein chirurgischer Eingriff und somit keine Narkose notwendig. Es genügt die Entnahme einer in Wachstum befindlichen Feder oder einiger weniger Blutropfen, die mit der sogenannten „Nail clipping“ Methode vom Züchter selbst entnommen werden können (nicht veröffentlichte Daten, BÜRKLE, 2006). Von Nachteil ist die hohe Kontaminationsgefahr der Probe, wodurch ein falsches Ergebnis zustande kommen kann. In einer Studie von CIEMBOR et al. (1999) wurden mit dieser Methode von insgesamt 300 Probanden vier % dem falschen Geschlecht zugeordnet. Zu diesen Fehldiagnosen kam es nicht bei der Verwendung einer steril gewonnenen Blutprobe mittels Venenpunktion. Hierzu bedarf es allerdings wieder eines Tierarztes, da die Venenpunktion nicht vom Züchter ausgeführt werden kann/darf.

In dieser Studie wurden die Tiere auch endoskopisch untersucht und Auffälligkeiten am Geschlechtsorgan oder auch anderen Organen erfasst, die einen Einfluss auf die Reproduktionsfähigkeit haben könnten. Bei 15 % der 300 untersuchten Psittaziden wurden Veränderungen festgestellt. CIEMBOR et al. (1999) vertreten infolge dieser Untersuchungsergebnisse die Meinung, daß die endoskopische Untersuchung für Psittaziden, die zur Zucht eingesetzt werden sollen, Mittel der Wahl sein sollte.

Die zytogenetische Geschlechtsbestimmung ist überholt (SCHIERZ, 1998). Es gibt keine Technik, die für alle Vogelarten eingesetzt werden kann, die Anzucht der Zellen erwies sich als schwierig und es ist ein langwieriges Verfahren (JOYNER, 1994).

Die Geschlechtsbestimmung über die Messung der Hormonkonzentration im Kot oder Blut lieferte keine verlässlichen Ergebnisse. Ursächlich hierfür sind die Schwankungen der Konzentrationen in Abhängigkeit von Alter und Aktivität der Gonaden (JOYNER, 1994) sowie ein zu geringer Unterschied im Testosteronspiegel bei männlichen und weiblichen Vögeln (BENDHEIM et al., 1991).

Abschließend kann gesagt werden, daß das Narkoserisiko bei Verwendung des Isoflurans als gering eingeschätzt wird. Bei keinem der in dieser Studie endoskopisch untersuchten Psittaziden kam es zu Narkosezwischenfällen. Die Sicherheit der Diagnose ist allerdings von der Erfahrung des Untersuchers abhängig. So wurden die endoskopischen Untersuchungen in dieser Studie zum Großteil unter der Aufsicht von Herrn Dr. Crosta durchgeführt, einem Tierarzt der bereits auf eine langjährige Erfahrung zurückblicken kann.

5.10 Mikrobiologische Befunde

Bis auf wenige Ausnahmen wurden keine makroskopisch sichtbaren Veränderungen während der Endoskopie gefunden, die krankhafter Natur sein könnten. Diese Feststellung wird grundsätzlich durch die mikrobiologischen Befunde der untersuchten Kloakenabstriche erhärtet.

Aus keinem der Abstriche konnten Salmonellen isoliert werden. Allerdings gelang die Anzüchtung von *Escherichia (E.) coli* aus 91 der 340 kulturell untersuchten Abstriche. Generell herrscht die Auffassung vor, dass bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes *E. coli* nicht zur physiologischen autochthonen Darmflora zählt (SCHREMMER et al., 1999; GLÜNDER, 2002; SCOPE, 2003). Allerdings konnte GLÜNDER (2002) aus dreizehn von 140 untersuchten klinisch gesund erscheinenden Psittaziden ebenfalls *E. coli* anzüchten. Eine im Grundsatz wünschenswerte nähere Charakterisierung der *E. coli*-Isolate war unter den gegebenen Bedingungen leider nicht möglich. Deshalb muss die Bewertung dieser bakteriologischen Befunde offen bleiben. Eine Therapie mit Lactobacilli und Immunair (Fa. Re-Scha, U. Schäfer, Büren) erfolgte beim Nachweis eines massiven Befalls mit *E. coli* über das Trinkwasser für die Dauer von 3 Tagen.

In zwei Proben gelang die Anzüchtung von *Klebsiella* spp. die mittels des API-10-Testsystems bis zur Speziesdiagnose differenziert werden konnten. Bei Vögeln der Ordnung Psittaciformes werden *Klebsiella* spp.-Isolate eher als fakultativ pathogen eingeschätzt (SCOPE, 2003). Für eine sichere Bewertung ist jedoch eine nähere Charakterisierung erforderlich. Die beiden vorgefundenen Isolate, *Klebsiella pneumoniae* und *Klebsiella oxytoca*, werden regelmäßig aus Vögeln isoliert. Sie fungieren bei gestressten und immunsupprimierten Vögeln als Opportunisten, in der Regel jedoch nicht als primär Erreger (SCOPE, 2003). Die beiden Psittaziden zeigten keine klinischen Symptome und auch in der Endoskopie konnten keine Veränderungen krankhafter Natur festgestellt werden. Dennoch wurde eine Antibiose nach Resistenztest eingeleitet.

In 227 der 340 Proben wurden Gram-positive Mischkulturen isoliert, die sich vorwiegend aus einer, noch als physiologisch zu wertenden Mischung mit *Corynebakterium* spp., *Micrococcaceae* spp. und *Lactobacillus* spp. zusammensetzten. Eine solche Gram-positive Mischkultur wird regelmäßig in der untersuchten Gesamtpopulation des Loro Parque bei klinisch unauffälligen Papageien vorgefunden (BÜRKLE, 2003).

Die extrem selten aus den 340 Kloakentupferproben angezüchteten Pilze (zweimal Hefen, einmal *Aspergillus* spp.) belegen ebenfalls den guten Gesundheitszustand der Jungvögel und deren nahezu optimale Bedingung für Brut, Aufzucht und Haltung, wie dies in einer früheren im Loro Parque durchgeführten Studie bereits hervorgehoben worden ist (SCHULZ, 2002). In der Studie von SCHULZ (2002) gelang aus 782 gestorbenen, danach sezierten und mykologisch untersuchten Psittaziden die Anzüchtung von Pilzen aus 27 Psittaziden, was einem Anteil von 3,5 % entspricht. Im Gegensatz hierzu ist der Nachweis von Hefe- und Schimmelpilzen in Mitteleuropäischen Haltungen ein sehr häufiges Ereignis, wie die Auswertung der Untersuchungsbefunde des Institutes für Geflügelkrankheiten der Justus-Liebig-Universität Gießen sehr deutlich zeigt (MOMMER, 2002). Ihre Auswertung von 1776 Untersuchungsprotokollen erbrachte die Diagnose Mykose in 27,1 % aller Fälle.

5.11 Morphometrische Daten

Die gemessenen Körpermassen und die Längen (Scheitel-Schwanzfederspitze, Länge und Durchmesser des Tarsometatarsus) stimmen weitgehend mit den Angaben von ROWLEY und COLLAR (1997) überein, wenn man unterstellt, dass die hier vermessenen Vögel nahezu die Größe adulter Vögel erreicht hatten. Messwerte für noch nicht ausgewachsene Psittaziden sind in der auffindbaren und zugänglichen Fachliteratur nicht vorhanden. Dennoch stützen auch die Ergebnisse der eigenen Messungen die Befunde der klinischen, endoskopischen und mikrobiologischen Untersuchungen und sprechen für gesunde Jungvögel, die als voll zuchttauglich nach dem Erreichen des entsprechenden Alters einzustufen sind.

6 Zusammenfassung

Die einschlägige Fachliteratur zur Taxonomie und Systematik der Vögel der Ordnung Psittaciformes, zur Inhalationsnarkose und zur Methodik der Geschlechtsbestimmung wurde referiert. Im Zeitraum von September 2004 bis Januar 2005 wurden insgesamt 340 Vögel aus der Ordnung Psittaciformes untersucht. Diese Vögel gehören insgesamt 37 Genera und 4 Tribi an. Bei allen Vögeln handelt es sich um Nachzuchten aus dem Loro Parque, Teneriffa, Spanien. Im genannten Zeitraum waren die Vögel zwischen sieben Wochen und neun Monaten alt. Alle Jungvögel wurden vor der Endoskopie klinisch untersucht. Äußerlich gesund erscheinenden Vögeln wurde je nach Körpergröße und -gewicht eine Fastenperiode von ein bis sechs Stunden auferlegt.

Erstes Ziel dieser Studie war es, die Unschädlichkeit und Wirksamkeit der Narkose bei Verwendung von Isofluran bei juvenilen Psittaziden verschiedener Spezies zu dokumentieren. Zweites Ziel war die Darstellung der Gonaden und umliegenden Organe zum Zweck der Geschlechtsbestimmung und Erkennung jeglicher anatomischen Abweichungen. Drittens die Erhebung morphometrischer Daten und die Durchführung mikrobiologischer Untersuchungen, um einen Eindruck über die körperliche Entwicklung und Besiedlung des Darmes mit Bakterien und Pilzen zu erhalten.

Die Einleitung der **Narkose** erfolgte über die Maske mit 4 Vol. % Isofluran (Fa. Abbott GmbH Co KG, Wiesbaden) in 2 Liter Sauerstoff je Minute. Nach etwa 60–90 Sekunden war eine ausreichende Narkosetiefe erreicht, die über den Nacken- und Beinmuskeltonus sowie den Zustand der Lidspalte, die bei ausreichender Narkosetiefe geschlossen ist, überprüft wurde. Zur Erhaltung wurde die Narkose auf 1,8–2,5 Vol. % Isofluran in 1 Liter Sauerstoff je Minute herabgesetzt. Es wurde ein starres, elf cm langes Endoskop mit einem Durchmesser von 2,7 Millimetern und einem Blickwinkel von 30 Grad (Fa. Karl Storz GmbH, Tuttlingen, Deutschland) eingesetzt. Zur Beleuchtung diente eine 250-Watt-Kaltlichtquelle und ein Glasfaserkabel (Fa. Optitron srl, Milano, Italien). Zur Dokumentation aller wesentlichen Befunde und zu deren jederzeitiger retrospektiven Auswertung wurden die Untersuchungen über eine Video-Kamera (Fa. Karl Storz GmbH, Tuttlingen, Germany) und einen Video-Rekorder aufgenommen.

Die endoskopischen Untersuchungen wurden alle nach der von TAYLOR (1994) beschriebenen Methode durchgeführt. Die Vögel wurden in rechte Seitenlage verbracht und die Flügel weit nach dorsal gestreckt. Das linke Bein wurde nach kranial gezogen während das rechte Bein in seiner physiologischen Lage verblieb. Die Haut wurde im Zugangsbereich etwas nach kranial verschoben und es wurde ein kleiner Hautschnitt am Kreuzungsbereich der Sehne des Musculus semimembranosus (syn. Musculus cruris medialis) und der letzten Rippe gesetzt. Die Muskulatur der Bauchwand wurde stumpf mit einer anatomischen Pinzette oder einer Mosquito-Klemme (Fa. Eickemeier, Tuttlingen, Deutschland) perforiert. Das Endoskop wurde über den linken kaudalen thorakalen Luftsack eingeführt und anschließend in den linken abdominalen Luftsack vorgeschoben, um zunächst die Gonaden darzustellen.

Zur **Geschlechtsbestimmung** wurden bei weiblichen Vögeln das linke Ovar, das Ligamentum oviductus und der kraniale Abschnitt des Ovidukts dargestellt. Bei männlichen Vögeln wurde der linke Hoden (ggf. auch der rechte Hoden) sowie der Ductus deferens aufgesucht. Die Gonaden wurden hinsichtlich ihrer Größe, Form, Oberflächenstruktur, Farbe bzw. Oberflächenpigmentierung, Lage im Vergleich zu anderen Organen und Darstellbarkeit der rechten Gonade beurteilt. Der Samenleiter bzw. Eileiter wurde auf Verlauf und Durchmesser im Vergleich zum Harnleiter untersucht. Anschließend wurden stets auch die übrigen, über den kaudalen thorakalen Luftsack zugänglichen Organe der Leibeshöhle untersucht. Die Organe, die bei Verwendung des kaudalen thorakalen Luftsacks als Zugangspunkt dargestellt werden können, wurden hinsichtlich Morphologie und Topographie beschrieben mit dem Ziel, Hinweise auf den physiologischen Entwicklungszustand und auf eine spätere Zuchttauglichkeit zu erhalten. Zur Beurteilung einer späteren Zuchttauglichkeit sollen ebenfalls die Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchung und die morphometrischen Daten dienen.

Die folgenden **Messungen** und mikrobiologischen **Tupferproben** wurden am narkotisierten Tier entnommen:

- (i) Die Länge des Vogels vom leicht gestreckten Kopf bis zur Spitze der längsten Schwanzfeder, (ii) die Flügelspannweite jeweils von der Spitze der rechten bis zur linken 3. Handschwinge, (iii) die Länge des Tibiotarsus und der Ulna, (iv) der Durch-

messer des Tarsometatarsus. Noch während der Narkose wurden Tupferproben aus der Kloake zur mikrobiologischen und mykologischen Untersuchung entnommen.

Nach Abschluß der Untersuchungen wurden die Vögel in ihre Käfige zurückgesetzt und zur weiteren Beobachtung 24 Stunden in der Klinik behalten. Sobald sich die Tiere von der Narkose erholt hatten, wurde ihnen wieder Futter und Trinkwasser zur Verfügung gestellt. Da keine Komplikationen auftraten, waren weitere postoperative Maßnahmen nicht notwendig.

Allein aufgrund der endoskopisch darstellbaren Gonadenmorphologie konnten 173 Vögel als Hähne und 164 als Hennen identifiziert werden. So konnte das Geschlecht bei 337 (99,1%) der 340 untersuchten Vögel zweifelsfrei bestimmt werden. Bei den drei weiteren Vögeln war eine Geschlechtsbestimmung auf der Basis der makroskopischen Gonadenmorphologie nicht möglich. Bei diesen drei Vögeln waren Biopsien des fraglichen Gewebes mit anschließender histologischer Untersuchung notwendig. Bei einem der drei Vögel ist von einem Zwitter auszugehen, da bei der histologischen Untersuchung der biopsierten Gewebe Strukturen beider Geschlechter gefunden wurden. In der histologischen Untersuchung wurde bei den zwei weiteren Vögeln Ovargewebe vorgefunden, weswegen sie dem weiblichen Geschlecht zuzuordnen sind.

Die Morphologie und Topographie juveniler Geschlechtsorgane ist Genus-, zum Teil auch Spezies-spezifisch hinsichtlich Größe, Form und Lagerung in Bezug zur Nebenniere und hinsichtlich Grad der Pigmentierung der Oberflächen unterschiedlich.

Die bakteriologischen Untersuchungen der Kloakentupferproben erbrachten bei 58 Vögeln kein Wachstum aerober Bakterien, während bei 282 Vögeln Bakterienwachstum vorzufinden war und in 91 Fällen gelang der Nachweis von *Escherichia coli*. Lediglich in zwei Tupferproben wurden Hefen vorgefunden sowie in nur einer Probe Kolonien von *Aspergillus* spp..

Sofern die Untersuchungen von einem erfahrenen Tierarzt durchgeführt werden, ist die beschriebene Methode der Anästhesie und Endoskopie eine sichere und schnelle Methode, um das Geschlecht bei juvenilen Psittaciden zu bestimmen sowie um pathologische Veränderungen an den zugänglichen Organen zu erkennen.

7 Summary

The literature on taxonomy and systematics of birds was reviewed, the anesthesia and common methods of sex determination has been described. During September 2004 to January 2005 a total of 340 birds of the order psittaciformes were examined. These birds belong to 37 genera and 4 tribi. All parrots hatched and grew up in the Loro Parque, Tenerife, Spain. During the period of examination the age of the birds ranged from 7 weeks to 9 months. All juvenile birds were physically examined prior to the endoscopies. Based on clinical examination, all birds are supposed to be healthy and were subjected to a fasting period of 1-6 hours, depending on their body weight and size.

The primary objective of this study was to document the innocuity and effectivity of the isoflurane anesthesia in juvenile psittacine birds belonging to different species. Secondly, the examination of the gonads and adjacent organs should provide information on the gender of this birds and on any anatomical deviation of accessible organs. Thirdly, morphometric measurements and microbiological examinations of cloacal swabs should yield data on general physical development and colonization of intestines and cloaca with bacteria and fungi.

Anesthesia was induced by face mask with 4 % isoflurane (Abbott GmbH Co KG, Wiesbaden) in 2 l/min. oxygen. After 60 to 90 seconds surgical plane was reached by assessing the muscle tonus of the hind leg and neck as well as the position of the eyelid, which is usually closed if a sufficient surgical plane is reached. The isoflurane content was then reduced to 1,8-2,5 % isoflurane in one liter oxygen per minute. A rigid endoscope with a diameter of 2,7 mm, a length of 11 cm and an offset angle of 30 ° (Karl Storz GmbH, Tuttlingen, Germany) was used. For visualization, a 250 Watt light source with a glassfibre optical cable (Optitron srl, Milano, Italy) was used. Permanent documentation, storage and later retrieval of all essential clinical data and endoscopic images were achieved using a video camera (Karl Storz GmbH, Tuttlingen, Germany) connected with a common VHS videorecorder.

All endoscopies were performed according to a method described by TAYLOR (1994). The birds were placed in right lateral recumbency with the wings extended dorsally. The left leg was flexed cranially, while the right leg maintained in its normal position. The skin at the side of incision was gently stretched foreword and a small cut was made where the *Musculus flexor cruris medialis* (syn. *Musculus semimembranosus*) crosses the last rib. The muscles of the abdominal wall were bluntly separated with a small Adson curved tissue forceps or a small curved muscito forceps (Eickemeyer, Tuttlingen, Germany). The endoscope was inserted into the left caudal thoracic airsac and then gently directed into the left abdominal airsac to first visualize the gonads.

For **sex determination**, the ovary, the ligamentum oviductus and the cranial portion of the oviduct was examined in female birds. In male birds, the testis (occasionally both) and the ductus deferens were examined. The gonads were judged according their size, shape, superficial structure, colour and surface pigmentation as well as their anatomical position in relation to other organs and the ability to visualize the right gonad. The oviduct and ductus deferens were examined according their anatomical position and size in comparison to the size of the ureter. Afterwards, additional organs within the body cavity that can be reached by using the left thoracic cavity as point of entry were visualized. The internal organs in the body cavity which can be explored using the caudal thoracic airsac as point of entry are described according their topography and morphology in attempt to be able to make judgements on the physiological development and reproductive ability of the birds. Also, the microbiological and morphometric data are considered to be helpful to estimations of a future breeding capacity.

The following **measurements** and swab **samples** were taken on anesthesed birds:

(i) The total length of the body from the slightly stretched head to the longest tail feather; (ii) the wingspan of both extended wings between the tips of the third primaries; (iii) length of the left tibiotarsus and left ulna; (iv) the diameter of the tarsometatarsus. On the still anaesthetised birds, cloacal swabs were taken for bacteriological and mycological examinations.

After the endoscopies were completed, the birds were placed back into their cages and were kept for clinical observation for 24 hours in the clinic. Food and water was offered as soon as the animal recovered from anesthesia. Since complications were never noticed during recovery, rehabilitation measures were not necessary.

Entirely on the basis of endoscopy of gonadal morphology, 173 birds were judged to be males and 164 to be females. Thus, the gender was unequivocally determined in 337 of 340 (99,1%) birds. Three additional birds could not be sexed by gross gonadal morphology. For these three birds, biopsies of questionable gonadal tissue and histological examination became necessary. One of the three birds is considered to be a hermaphrodite because structures of both gender were seen in histological sections that were prepared from biopsy material. Histological examination detected ovarian tissue in two birds which is indicative of female gender. The morphology and topography of juvenile sexual organs is genus- and in some cases even species specific regarding size, shape, anatomical position comparing the anatomical position of the adrenal gland and the degree of surface pigmentation of the gonads.

Bacteriological examinations of cloacal swabs yield no growth of aerobic bacteria in 58 birds, detected growth of bacterial in 258 birds and in 91 birds growth of *Escherichia coli*. *Salmonella* spp. were never isolated from swabs. Only two swabs contained yeasts and only one swab moulds of the genus *Aspergillus* spp. The measurements of the juvenile psittacine birds that were of small to medium body weight (range from 27 g to 1206 g) and having a total body length of 14 cm to 82,9 cm indicate for each species values that are comparable to published data.

If performed by an experienced veterinarian, the described method for anesthesia and endoscopy is an accurately and rapid method to determine the gender in juvenile psittacine birds and to visualise any pathologic changes in all accessible organs of the body cavity.

8 Sumario

La literatura de la taxonomía y del sistema de las aves del orden psittaciformes, la anestesia y el método para la determinación del sexo han sido descritos. En un período de septiembre 2004 a enero 2005 340 pájaros del orden psittaciformes han sido examinados. Estos pájaros pertenecen a 37 géneros y a 4 tribus. Todos los pájaros han sido criados en el Loro Parque, Tenerife, España. Durante los exámenes los pájaros tenían una edad entre 7 semanas y 9 meses. Entre todos estos pájaros jóvenes una examinación física ha sido realizada antes de la endoscopia. Los pájaros sanos han pasado una cuarentena de 1 a 6 horas dependiendo de su peso y tamaño.

El primer objetivo de esta obra era la documentación del bajo riesgo y de la efectividad de la anestesia utilizando isoflurano en psittácidos jóvenes perteneciendo a diferentes especies. En segundo lugar la examinación de los gonadas y órganos adherentes debería dar información sobre el sexo de los pájaros y sobre cualquier desviación de la anatomía de los órganos. En tercer lugar, mediciones morfométricas y exámenes microbiológicos de las muestras de la cloaca deberían dar informes sobre el desarrollo físico general y la colonización del intestino y de la cloaca con bacteria y fungi.

La **anestesia** ha sido iniciada con una máscara de 4 vol. % isoflurano (Abbott GmbH Co KG, Wiesbaden) en 2 litros oxígeno/minuto. Después de 60 a 90 segundos un plano narcótico ha sido alcanzado y comprobado controlando el tono de los músculos de las patas y de la nuca y también la situación de los párpados, que deberían estar cerrados si el plano narcótico es suficiente. En el siguiente, la anestesia ha sido reducida a 1,8-2,5 vol. % isoflurano en 1 litro de oxígeno/minuto. Para los exámenes un endoscopio rígido de 11 cm con un diámetro de 2,7 mm y un ángulo de 30 ° ha sido utilizado (Karl Storz GmbH, Tuttlingen, Deutschland). Para la visualización una fuente luminosa de 250-W y un cable óptico de fibra de vidrio (Optitron srl, Milano, Italien) han sido utilizados. Con respecto a la documentación de todos los datos importantes y para poder comparar las endoscopias en las especies diferentes, todos los exámenes han sido grabados con una cámara-video (Karl Storz GmbH, Tuttlingen, Deutschland) conectada a un VHS video recorder.

Todas las **endoscópias** se realizaron según un método descrito por TAYLOR (1994). Los pájaros se pusieron sobre el lado derecho con las alas extendidas en la espalda. La pata izquierda se puso hacia la cabeza mientras la pata derecha se mantuvo en posición normal. La piel en el lado de la incisión fue tirada suavemente adelante y un pequeño corte se hizo donde el Musculus cruris medialis (syn. Musculus semimembranosus) cruce la última costilla. Los músculos del abdomen se separaron sin filo con un pequeño Adson curved tissue forceps o con un pequeño curved muscuto forceps (Eickemeyer, Tuttlingen, Alemania). El endoscopio se insertó en el caudal thoracic airsac de la izquierda y después se dirigió lentamente al abdominal airsac izquierdo para visualizar los gonados.

Para la **determinación del sexo** el ovario, el ligamentum oviductus y la parte craneal del oviducto se examinaron en los pájaros femeninos. En los pájaros machos, el testículo (parcialmente ambos) y el ductus deferens se examinaron. Los gonados se juzgaron según el tamaño, la forma, la estructura superficial, el color y la pigmentación de la superficie como también según la posición anatómica con relación a otros órganos y la posibilidad de visualizar el gonado derecho. El oviducto y el ductus deferens se examinaron según su posición anatómica y el tamaño en comparación al tamaño del ureter. Después, órganos adicionales dentro de la cavidad del cuerpo que se pueden alcanzar utilizando la cavidad torácica izquierda como punto de entrada se visualizaron. Los órganos internos en la cavidad del cuerpo que pueden ser examinados usando el caudal thoracic airsac como punto de entrada se describen según su topografía y morfología en un ensayo para ser capaz de juzgar el desarrollo fisiológico y la capacidad reproductiva de los pájaros. También se consideran los datos microbiológicos y morfométricos para ayudar a estimar la capacidad futura de cría. Las siguientes **meduras y muestras microbiológicas** de la cloaca se tomaron de pájaros anestesiados :

- (i) el tamaño del cuerpo desde la cabeza, ligeramente tirada, hacia la pluma caudal más larga;
- (ii) la extensión de las alas entre ambas alas extendidas de las primarias terciarias;
- (iii) el tamaño del tibiotarsus y de la ulna del lado izquierdo;
- (iv) el diámetro del tarsometatarsus.

De los pájaros todavía anestesiados se tomaron muestras de la cloaca para examinar el estado bacteriológico y micológico.

Después de completar las endoscópias los pájaros se pusieron nuevamente en sus jaulas y quedaron bajo observación en la clínica durante 24 horas. Se les ofrecieron comida y agua cuando se recubrieron de la anestesia. Como nunca se observaron complicaciones durante el recubrimiento, no eran necesarias ayudas de rehabilitación.

Solamente sobre la base de la endoscopia y de la morfología gonadal, 173 pájaros fueron identificados como machos y 164 como hembras. Así el sexo se determinó sin equivocación en 337 (99,1 %) de 340 pájaros. Los tres pájaros adicionales no se pudieron determinar sexualmente por la morfología gonadal. Referente a estos tres pájaros una biopsia de la textura gonadal y un examen histológico fue necesario. Se supone que uno de los tres pájaros es un hermafrodita como se encontraron estructuras de ambos sexos en las exámenes histológicas que se prepararon con la materia de la biopsia. En las exámenes histológicas se encontraron texturas ováricas en dos pájaros lo que nos indica que se trata de hembras.

La morfología y topografía de los órganos sexuales juveniles es diferente dependiendo del género y también en algunos casos de la especie con respecto al tamaño, la forma, y la posición anatómica comparando la situación anatómica de las glándulas suprarrenales y el grado de la pigmentación superficial de los gonados.

Compruebas bacteriológicas de la cloaca no dieron signos de crecimiento de bacterias aerobias en 58 pájaros, mientras que en 258 pájaros se encontró crecimiento de bacteria y en 91 pájaros se descubrió *Escherichia coli*. Nunca se aislaron *Salmonella* spp. de muestras. Solamente dos muestras contenían levaduras y solo una muestra contenía colonias de *Aspergillus* spp.

Las medidas de los psittacines juveniles entre pequeño y medio peso del cuerpo (entre 27 gramos a 1206 gramos) y que tenían un tamaño de 14 cm a 82,9 cm indican para cada especie valores comparables a datos publicados.

Si las endoscópias están realizadas por un veterinario experimentado, el método descrito para la anestesia y la endoscopia es un método exacto y rápido para determinar el sexo de psittacines juveniles y para visualizar cualquier cambio patológico en todos los órganos accesibles de la cavidad del cuerpo.

9 Literaturverzeichnis

ABOU-MADI, N. (2001):

Avian anesthesia.

The Veterinary Clinics of north America. Exotic animal practice **4**, 147-167.

**BENDHEIM, U., SHORE, L. S., HAREL-MARKOVITZ, E., WEISMANN, Y.,
YAGIL, R. and SHEMESH, M.** (1991):

Hormonal sexing versus surgical sexing in birds.

Proceedings of the First Conference of the European Committee of the Association
of Avian Veterinarians, Vienna – Austria, pp. 115-117.

BEZZEL, E. und PRINZINGER, R. (1990):

Populationsdynamik.

In: Ornithologie, 2. Auflage.

Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, S. 362-368.

BÜRKLE, M. (2003):

Untersuchungen zu hämatologischen Referenzwerten unter besonderer

Berücksichtigung der Morphologie des weißen Blutbildes für drei Arten

Rotschwanzsittiche (*Pyrrhura cruentata*, *Pyrrhura h. gaudens*, *Pyrrhura perlata*).

Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades beim Fachbereich der
Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen.

BUSH, M., KENNEDY, S., WILDT, D. E., SEAGER, S. W. (1978):

International Zoo Yearbook 178, 197.

BUSH, M. (1980):

Laparoscopy in birds and reptiles.

In: HARRISON, R. M., WILD, D. E. (Eds.): Animal laparoscopy.

Baltimore, pp. 183-197.

BUSH, M. (1980):

Diagnostic avian laparoscopy.

Proceedings of the International Symposium on Diseases of Birds of Prey, London, pp. 97-100.

CHAMNESS, C. J. (1999):

Equipment for the avian and exotic endoscopist.

Seminar in Avian and exotic Pet Medicine **8**, No 3, pp. 102-106.

CIEMBOR, P., MURRAY, M. J., GREGORY, C. R., SPEER, B. L., HARRIS, D. J., TAYLOR, M. and RITCHIE, B. W. (1999):

Sex determination in psittaciformes.

Proceedings of the 20th Annual Conference of the Association of Avian Veterinarians, pp. 37-39.

CLEMENTS, J. F. (2000):

Birds of the world: a checklist, 4th ed.

Ibis Publishing Company, Vista, California, USA. 867 Seiten.

DELHANTY, J. D. A. (1989):

Rapid chromosomal sexing of birds by direct and short term culture techniques.

The Veterinary Record **125**, 92.

GEDEK, B. (2002)

Allgemeine Mykologie.

In: MAYR, A. (Hrsg.), BÜTTNER, M., GEDECK, G., KAADEN, O.-R.,

KRÜGER, M., SELBITZ, H.-J.: Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre.

Enke Verlag, Stuttgart, 7.Auflage, S. 589-612.

GLÜNDER, G. (2002):

Influence of diet on the occurrence of some bacteria in the intestinal flora of wild and pet birds.

Deutsche tierärztliche Wochenschrift **109**, 266-270.

GREENWOOD, A. G. (1983):

Avian laparoscopy and dosing exotic species.

The Veterinary Record **112**, 105.

GRIMM, F. (1987):

Anästhesie beim Vogel.

Tierärztliche Praxis **15**, 381-384.

GYLSTORFF, I. und GRIMM, F. (1998):

Anästhesieverfahren.

In: LOEFFLER, K., STRAUCH, H. C. (Hrsg.): Vogelkrankheiten.

2. völlig überarbeitete Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, S. 370-374.

HARRISON, G. J. (1978):

Endoscopic examination of avian gonadal tissues.

Veterinary Medicine of Small Animal Clinics **73**, 479-484.

HATT, J.-M. (2002):

Anästhesie und Analgesie bei Ziervögeln.

Schweizer Archiv für Tierheilkunde **144**, 606-613.

HERZOG, A. (1990):

Zytogenetische und andere Möglichkeiten der Geschlechtsbestimmung bei Vögeln.

Der Praktische Tierarzt **10**, 39-41.

HOCHLEITHNER, M. und HOCHLEITHNER, C. (1995):

Klinischer Einsatz starrer Endoskope beim Vogelpatienten.
Tierärztliche Praxis **23**, 469-474.

HOFFMANN, R. (1972):

Einfache Methode zur Darstellung von Vogelchromosomen aus der Federpulpa.
Journal of Ornithology **113**, 334-336.

HOFFMANN, B. (2006):

Geschlechtsdiagnose bei Vögeln mit Hilfe der Polymerase-Kettenreaktion (PCR).
Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades beim Fachbereich der
Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen.

INGRAM, K. A. (1978):

Laparotomy technique for sex determination of psittacine birds.
Journal of the American Veterinary Medicine Association **173**, 1244-1246.

JONES, D. M., SAMOUR, J. H., KNIGHT, J. A. and FINCH, J. M. (1984):

Sex determination of monomorphic birds by fiberoptic endoscopy.
The Veterinary Record **115**, 596-598.

JOYNER, K. L. (1994):

In: RITCHIE, B. W., HARRISON, G. J., HARRISON, L. R. (eds.). Avian medicine:
principles and application.
Lake Worth, FL, Wingers Publishing, pp. 748-804.

KORBEL, R. (1993):

Diagnostische Endoskopie und Sexoskopie beim Vogelpatienten.
Tierärztliche Praxis **21**, S. 41-46.

KORBEL, R. und GRIMM, F. (1993):

Endoskopie bei Vögeln.

In: KRAFT, W. (Hrsg.), BALLAUF, B., DEEGEN, E., DIECKMANN, M., GRABNER, A., GRIMM, F., KÄHN, W., KORBEL, R. LECHNER, J., und MÜNSTER, M.: Tierärztliche Endoskopie.

Schattauer Verlagsgesellschaft, Stuttgart, S. 177–190.

KORBEL, R. (1998):

Vergleichende Untersuchungen zur Inhalationsanästhesie mit Isofluran (Forene R) und Sevofluran (SEVOrane R) bei Haustauben (*Columba livia* Gmel., 1789, var. domestica) und Vorstellung eines Referenz-Narkoseprotokolls für Vögel.

Tierärztliche Praxis **26**, 211-223.

KORBEL, R. (1999):

Narkose.

In: KALETA, E. F., KRAUTWALD-JUNGHANNS, M.-E. (Hrsg.), HAFEZ, H. M., HATT, J. M., KORBEL, R., KUMMERFELD, N., NEUMANN, U. und SCOPE, A.: Kompendium der Ziervogelkrankheiten.

Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, S. 119-124.

KORBEL, R. (1999):

Endoskopie und Biopsie.

In: KALETA, E. F., KRAUTWALD-JUNGHANNS, M.-E. (Hrsg.), HAFEZ, H. M., HATT, J. M., KORBEL, R., KUMMERFELD, N., NEUMANN, U. und SCOPE, A.: Kompendium der Ziervogelkrankheiten.

Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, S. 96-99.

KRÜGER, M. (2002):

Allgemeine Bakteriologie.

In: MAYR, A. (Hrsg.), BÜTTNER, M., GEDECK, B., KAADEN, O.-R.,
KRÜGER, M., SELBITZ, H.-J.: Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und
Seuchenlehre.

Enke Verlag, Stuttgart, 7.Auflage, S. 377-415.

LIERZ, M. (2004):

Endoskopische Diagnostik.

In: PEES, M. (Hrsg.), CHRISTEN, C., LIERZ, M., STELZER, G. und STRAUB, J.:
Leitsymptome bei Papageien und Sittichen.

Enke Verlag, Stuttgart, S. 185-194.

LINNÉ, C. (1758):

Systema Naturae.

Editio Decima, Reformata.

Impensis Direct, Laurentii Sadvii, Holm, Tomus I, S. 9-193.

LUMEIJ, J. T. (1987):

Endoscopy.

In: A contribution to clinical investigative methods for birds with special reference
to the racing pigeon (*Columbia livia domestica*).

Utrecht, pp. 151-161.

LUMEIJ, J. T. und WESTERHOF, I. (1989):

Clinical endoscopy in birds.

Proceedings of the 2nd European Symposium on Avian Medicine and Surgery,
Utrecht, pp. 154-163.

MCDONALD, S. E. (1982):

Surgical sexing of birds by laparoscopy.

The California Veterinarians **5**, 16–22.

MCDONALD, S. E. (1989):

Common anesthetic dosages for use in psittacine birds.

Journal of the Association of Avian Veterinarians **3**, No 4, 186-187.

MCLELLAND, J. (1989):

Anatomy of the lungs and air sacs.

In: KING, A. S., MCLELLAND, J. (eds.): Form and function in birds.

Academic Press, London, San Diego **Vol. 4**, 265-269.

MOMMER, A. V. (2002):

Krankheiten und Todesursachen von Psittaziden.

Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades beim Fachbereich der Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen.

PAGEL, T. (2006):

Der Kommentar.

AZ-Nachrichten **53**, 99-100.

PARKER, J. S., BIRKHEAD, T. R., JOSHUA, S. K., TAYLOR, S. and CLARK, M. S. (1991):

Sex ratio in a population of guillemots uria aalge determined by chromosome analysis.

Ibis **133**, 423-426.

PRUS, S. E. and SCHMUTZ, S. M. (1987):

Comparative efficiency and accuracy of surgical and cytogenetic sexing in psittacines.

Avian Diseases **31**, 420-424.

PRINZINGER, R. (1979):

Lebensalter und relative Gesamtenergieproduktion beim Vogel.

Journal of Ornithology **120**, 103-105.

REINSCHMIDT, M. (2006):

Dissertation in Vorbereitung.

RICH, S. E. (2002/a):

An endoscopic view of abnormal ovarian conditions.

Proceedings of the Association of Avian Veterinarians, Monterey, California, USA, pp. 301-304.

RICH, S. E. (2002/b):

Hermaphroditism in a yellow-crowned amazon parrot.

Proceedings of the Association of Avian Veterinarians, Monterey, California, USA, pp. 103-104.

ROSSKOPF, W. J. and WOERPEL, R. W. (1996):

Practical anesthesia administration.

In: ROSSKOPF, W. J., WOERPEL, R. W. (eds.): Diseases of cage and aviary birds. 3rd edn, Williams and Wilkins, Baltimore, pp. 664-672.

ROWLEY, I. and COLLAR, N. J. (1997):

Order Psittaciformes.

In: del Hoyo, J., Elliot, A., Sargatal, J. (eds.): Handbook of the birds of the world. Lynx Editions, Barcelona, **Vol. 4**, 280-477.

SAMOUR, J. (2000):

Endoscopy.

In: SAMOUR, J. (ed.): Avian medicine.

Mosby Harcourt Publ. Ltd., London, pp. 60-72.

SATTERFIELD, W. C. (1980):

Diagnostic laparoscopy in birds.

In: KIRK, R. W. (ed.): Current veterinary therapie.

Philadelphia, pp. 651-659.

SATTERFIELD, W. C. (1990):

Avian endoscopy.

The Veterinary Clinics of North America **20**, 1353-1367.

SCHIERZ, G. (1998):

Geschlechtsbestimmung durch Endoskopie.

Fachzeitschrift über Haltung, Zucht und Freileben der Papageien und Sittiche, **4**,
128-130.

SCHOTT, E. (1987):

Untersuchungen zur Anwendung der Lokalanästhesie bei Tauben (*Columba livia*,
Gmel., 1789, forma urbana) mit Procain und Lidocain.

Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades bei der Vet. Med. Fakultät
der Ludwig-Maximilian-Universität München.

SCHREMMER, C., LOHR, J. E., WASTLHUBER, U., KÖSTERS, J.,

RAVELSHOFER, K., STEINRÜCK, H. und WIELER, L. H. (1999):

Enteropathogenic *Escherichia coli* in psittaciformes.

Avian Pathology **28**, 349-354.

SCHULZ, J. (2002):

Auswertung der Sektions- und Laborbefunde von 782 Vögeln der Ordnung Psittaciformes in einem Zeitraum von drei Jahren (1997-1999).
Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades beim Fachbereich der Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen.

SCOPE, A. (2003):

Bakterielle Erkrankungen.
In: KALETA, E. F., KRAUTWALD-JUNGHANNS, M. E. (Hrsg.), HAFEZ, H. M., HATT, J. M., KORBEL, R., KUMMERFELD, N., NEUMANN, U. und SCOPE, A.: Kompendium der Ziervogelkrankheiten, 2. Auflage.
Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, S. 229-245.

SIBLEY, C. G. und MONROE, JR., B. L. (1990):

Distribution and taxonomy of birds of the world.
Yale University Press, New Haven & London, 1111 Seiten.

SINOWATZ, F. und FREWEIN, J. (1992):

Endokrine Drüsen.
In: NICKEL, R., SCHUMMER, A. und SEIFERLE, E (Hrsg.): Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, V: Anatomie der Vögel, 2. Auflage.
Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 265-282.

TAYLOR, M. (1988):

Endoscopic examination of ovarian morphology in juvenile psittacine birds – preliminary findings.
Proceedings of the Association of Avian Veterinarians, Monterey, California, USA, pp. 33-34.

TAYLOR, M. (1989):

A morphologic approach to the endoscopic determination of sex in juvenile macaws.

Journal of the Association of Avian Veterinarians **3**, 199-201.

TAYLOR, M. (1990):

Endoscopy, practical lab.

Proceedings of the Annual Conference of the Association of Avian Veterinarians, pp. 319-324.

TAYLOR, M. (1994/a):

Endoscopic techniques.

In: FUDGE, A. M. (ed.): Endoscopic and imaging techniques.

Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, **3**, 126–132.

TAYLOR, M. (1994/b):

Endoscopic examination and biopsy techniques.

In: RITCHIE, B. W., HARRISON, G. J., HARRISON, L. R. (eds.):

Avian medicine: principles and application.

Lake Worth, FL: Wingers Publishing, pp. 327-354.

TAYLOR, M. (1995):

Endoscopic anatomy of the avian reproductive tract.

Main Conference Proceedings of the Association of Avian Veterinarians, pp. 393-394.

TAYLOR, M. (2001):

Endoscopy in birds.

Endo-Press, Tuttlingen, S. 7-28.

VOLLMERHAUS, B. (1992):

Körperhöhlen.

In: NICKEL, R., SCHUMMER, A. und SEIFERLE, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, **V**: Anatomie der Vögel, 2. Auflage.

Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 155-158.

VOLLMERHAUS, B. und SINOWATZ, F. (1992):

Atmungsapparat.

In: NICKEL, R., SCHUMMER, A. und SEIFERLE, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, **V**: Anatomie der Vögel, 2. Auflage.

Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 159-175.

VOLLMERHAUS, B. und SINOWATZ, F. (1992):

Verdauungsapparat.

In: NICKEL, R., SCHUMMER, A. und SEIFERLE, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, **V**: Anatomie der Vögel, 2. Auflage.

Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 176-223.

WAIBL, H. und SINOWATZ, F. (1992):

Harn- und Geschlechtsapparat.

In: NICKEL, R., SCHUMMER, A. und SEIFERLE, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, **V**: Anatomie der Vögel, 2. Auflage.

Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 224-264.

WAIBL, H. und SINOWATZ, F. (1992):

Kreislaufapparat und lymphatisches System.

In: NICKEL, R., SCHUMMER, A. und SEIFERLE, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, **V**: Anatomie der Vögel, 2. Auflage.

Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, S. 283-330.

WEDEL, A. (1999):

Anaesthesie.

In: Ziervögel; Erkrankungen, Haltung, Fütterung.

Verlag Paul Parey, Berlin, S. 117-120.

WOLTERS, H. E. (1982):

Die Vogelarten der Erde.

Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg.

Danksagung

Mein besonderer Dank geht an Herrn Prof. Dr. E. F. Kaleta für die Betreuung und jederzeit gewährte Unterstützung bei der Durchführung und Korrektur dieser Arbeit, für die seine wertvollen ornithologischen Fachkenntnisse eine enorme Bereicherung waren.

Besonders danken möchte ich auch Herrn Dr. Marcellus Bürkle, der mir mit seiner langjährigen Erfahrung in der Vogelmedizin eine große Hilfe bei der Erstellung und Korrektur dieser Arbeit war.

Ich danke Herrn Wolfgang Kiessling, Präsident der Loro Parque Fundación und Generaldirektor des Loro Parque, der mir seine große Papageiensammlung für die Erstellung meiner Arbeit zur Verfügung gestellt hat.

Bedanken möchte ich mich bei allen Mitarbeitern der Loro Parque Klinik, insbesondere bei Herrn Dr. Lorenzo Crosta, dessen herausragende Erfahrung bei endoskopischen Untersuchungen juveniler Psittaziden essentiell für die Erstellung meiner Arbeit war.

Auch danke ich Herrn Dr. Helge Behnke für seine Unterstützung und wertvollen Ratschläge, sowie Cristina Dreisörner die in der täglichen Arbeit der Klinik eine nicht zu ersetzende Hilfe ist.

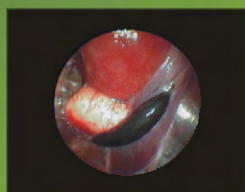
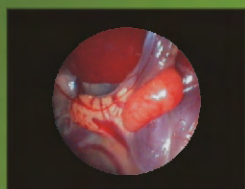
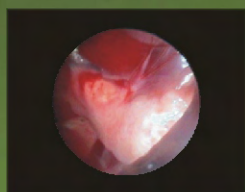
Außerdem danke ich Herrn Dipl. Biol. Matthias Reinschmidt, Kurator der Loro Parque Fundación, für das Einbringen seiner wertvollen Kenntnisse über Papageienzucht und –aufzucht.

Ein ganz besonderer Dank gilt Frau Prof. Helga Gerlach, sowohl für die Unterstützung vor Ort, als auch für die Bereitstellung wertvoller Literatur.

Mein größter Dank gilt jedoch meinen Eltern für die moralische Unterstützung.

„Ich erkläre: Ich habe die vorgelegte Dissertation selbständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder Sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der „Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis“ niedergelegt sind, eingehalten.“

Dixie Michaela Rühle



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

VVB LAUFERSWEILER VERLAG
STAUFENBERGRING 15
D - 3 5 3 9 6 G I E S S E N

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890
redaktion@doktorverlag.de
www.doktorverlag.de

ISBN 3-8359-5099-1



9 783835 195093

